

CIRCULAR TÉCNICA

NÚMERO 26

ISSN 0100 - 8013

Novembro, 1997

PRINCIPAIS DOENÇAS NA CULTURA DO MILHO

Embrapa

REPÚBLICA FEDERATIVA DO BRASIL

Presidente: Fernando Henrique Cardoso

Ministro da Agricultura e do Abastecimento: Arlindo Porto Neto

EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA-EMBRAPA

Presidente: Alberto Duque Portugal

Diretores: José Roberto Rodrigues Peres
Dante Daniel Giacomelli Scolari
Elza Ângela Battaggia Brito da Cunha

CENTRO NACIONAL DE PESQUISA DE MILHO E SORGO

Chefe: Antônio Fernandino de Castro Bahia Filho

Chefe Adjunto de Pesquisa: Maurício Antônio Lopes

Chefe Adjunto Administrativo: José Hamilton Ramalho

Chefe Adjunto de Desenvolvimento: Morethson Resende

CIRCULAR TÉCNICA Nº 26

ISSN 0100-8013

Novembro, 1997

PRINCIPAIS DOENÇAS NA CULTURA DO MILHO

*Fernando Tavares Fernandes
Elizabeth de Oliveira*



***Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária
Centro Nacional de Pesquisa de Milho e Sorgo
Ministério da Agricultura e do Abastecimento***

Copyright © EMBRAPA - 1997
Embrapa Milho e Sorgo
Caixa Postal 151
CEP 35701-970 Sete Lagoas, MG
Telefone: (031) 779 1000
Fax (031) 779 1088
<http://www.cnpms.embrapa.br>
e-mail: cnpms@cnpms.embrapa.br

Tiragem: 2.000 exemplares

Editor: Comitê de Publicações da Embrapa Milho e Sorgo

Maurício Antônio Lopes (Presidente), Frederico Ozanan Machado Durães (Secretário), Antônio Carlos de Oliveira, Arnaldo Ferreira da Silva, Edilson Paiva, Paulo César Magalhães, Jamilton Pereira dos Santos

Revisão: Dilermando Lúcio de Oliveira

Diagramação: Tânia Mara Assunção Barbosa

Normalização bibliográfica: Maria Tereza Rocha Ferreira

F383p. FERNANDES, F.T.; OLIVEIRA, E. de. Principais doenças
1997 na cultura do milho. Sete Lagoas: EMBRAPA-
CNPMS, 1997.

80p. (EMBRAPA-CNPMS. Circular Técnica, 26).

1. Milho - Doença. I EMBRAPA. Centro Nacional
Pesquisa de Milho e Sorgo (Sete Lagoas, MG). II. Título.
II Série.

CDD 633.15

SUMÁRIO

INTRODUÇÃO	5
1. DOENÇAS FOLIARES	7
1.1. Mancha por <i>Phaeosphaeria</i>	7
1.2. Ferrugem polysora	12
1.3. Ferrugem branca ou tropical	14
1.4. Ferrugem comum	15
1.5. Mancha por <i>Helminthosporium turcicum</i>	22
1.6. Mancha por <i>Helminthosporium maydis</i>	24
1.7. Míldio do sorgo em milho	31
1.8. Queima por <i>Pseudomonas alboprecipitans</i>	36
1.9. Podridão do cartucho por <i>Erwinia chrysantemi</i>	36
2. PODRIDÕES DO COLMO E DAS RAÍZES	40
2.1. Podridão por <i>Diplodia maydis</i>	40
2.2. Podridão por <i>Fusarium</i>	41
2.3. Podridão por <i>Pythium</i>	42
2.4. Antracnose do colmo (Podridão por <i>Colletotrichum</i>)	42
2.5. Podridões do colmo por bactérias	43
3. DOENÇAS DAS ESPIGAS	44
3.1. Podridão branca da espiga	44
3.2. Podridão rosada da espiga	45
3.3. Carvão comum	45
4. DOENÇAS CAUSADAS POR MOLLICUTES E POR VÍRUS	51
4.1. Enfezamento pálido	51
4.2. Enfezamento vermelho	54
4.3. Rayado fino	58
4.4. Mosaico comum do milho	60
5. OUTRAS DOENÇAS NA CULTURA DO MILHO	70
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	73
APÊNDICE - Coleta, preservação e envio de material para diagnose de doenças	78

PRINCIPAIS DOENÇAS NA CULTURA DO MILHO

*Fernando Tavares Fernandes¹
Elizabeth de Oliveira¹*

INTRODUÇÃO

Na última década, a produção de milho no Brasil cresceu significativamente, alcançando cerca de 36 milhões de toneladas. Esse crescimento ocorreu em função de vários fatores, sendo o principal o aumento da produtividade, devido à introdução de cultivares mais produtivas, associada a determinadas práticas culturais. Outro fator que contribuiu para o aumento da produção foi o crescimento da área cultivada com plantios de segunda época (safrinha) para 1,5 milhão de hectares, dentro de um total de 13 milhões de hectares ocupados pela cultura do milho. Com relação às áreas produtoras de milho no Brasil, observa-se que ocorreu um deslocamento da cultura para novas regiões do Centro-Oeste.

Acompanhando o crescimento da produção, ocorreu grande aumento na incidência e severidade de doenças na cultura do milho. Aparentemente, esse aumento na incidência e severidade das doenças pode ser explicado por vários dos fatores que contribuíram para o crescimento da produção e também pelo deslocamento da cultura para novas regiões.

Nos últimos anos, têm sido introduzidas muitas cultivares comerciais de milho mais produtivas, porém com diferentes níveis de resistência às doenças. Além disso, algumas práticas culturais, como o plantio direto, que tem aumentado significativamente e que contribui para o acúmulo de inóculo de patógenos nos restos de cultura, podem também favorecer as doenças.

¹ Pesquisadores da Embrapa Milho e Sorgo. Caixa Postal 151. CEP 35701-970 Sete Lagoas, MG

A intensificação do cultivo em áreas irrigadas, com mais de uma safra por ano, principalmente quando são realizados cultivos sucessivos de milho, permite a perpetuação e o acúmulo de inóculo de patógenos, bem como a sobrevivência de insetos vetores, e assim aumenta grandemente a incidência e a severidade de muitas doenças. O manejo inadequado da irrigação, permitindo excessos de água nas lavouras de milho, também contribui para o aumento da severidade de muitas doenças, principalmente aquelas causadas por bactérias.

Os plantios de safrinha expõem a cultura do milho a condições climáticas distintas daquelas que predominam na safra normal. Essas diferentes condições climáticas podem ser favoráveis à ocorrência de determinadas doenças e podem, em alguns casos, interferir no desenvolvimento das plantas, aumentando sua susceptibilidade às doenças. Além disso, o uso da safrinha faz com que haja milho no campo por um período de tempo mais prolongado, o que pode aumentar o potencial de inóculo de vários patógenos, resultando em maior severidade de doenças na safra normal. Os plantios de safrinha podem ainda coincidir com picos populacionais de insetos vetores de vírus e Mollicutes, ficando sujeitos a altas incidências de viroses e enfezamentos. O deslocamento da área cultivada com milho também expõe essa cultura a diferentes condições climáticas.

Entretanto, apesar de as doenças na cultura do milho constituírem atualmente um fator de grande preocupação nos vários segmentos da cadeia produtiva, existem várias alternativas que podem ser utilizadas para seu controle, permitindo evitar perdas consideráveis na produção.

1. DOENÇAS FOLIARES

1.1. MANCHA POR *Phaeosphaeria*

A incidência e a severidade dessa doença no Brasil têm aumentado significativamente a partir dos anos 90, podendo ser encontrada hoje em praticamente todas as regiões onde o milho é cultivado. Em cultivares susceptíveis, a mancha por *Phaeosphaeria* pode reduzir a produção de grãos em cerca de 60%.

Os sintomas da doença caracterizam-se pela presença, nas folhas, de lesões necróticas, de cor palha, em número variável, circulares a elípticas, com diâmetro variando aproximadamente de 0,3 a 1 cm (Figura 1). No início, essas lesões são aquosas (tipo anasarca) de cor verde-claro. Em geral, os sintomas aparecem primeiro nas folhas inferiores, progredindo rapidamente em direção ao ápice da planta, e são mais severos após o pendoamento. Em condições favoráveis, essa doença pode causar seca prematura das folhas e redução no ciclo da planta. O tamanho e o peso dos grãos podem ser drasticamente reduzidos.

A doença é causada pelo fungo *Phaeosphaeria maydis* (sin. *Sphaerulina maydis* = *Leptosphaeria zea maydis*). O gênero *Phaeosphaeria* está classificado em Ascomycotina - Loculoascomycetes - Pleosporales - Pleosporaceae. Os ascósporos de *Phaeosphaeria maydis* são amarelo-esverdeados, fusiformes ou cilíndricos, multicelulares e freqüentemente apresentam uma célula mais larga que as demais (Figura 3). A forma imperfeita desse fungo é denominada *Phyllosticta* sp., que está classificada em Deuteromycotina - Coelomycetes - Sphaeropsidales - Sphaeropsidaceae, e apresenta conídios hialinos, unicelulares, tipicamente uni ou bigutulados (Figura 4).

Ocorrência e disseminação da doença

A severidade da doença é favorecida essencialmente pela umidade relativa acima de 60% e também por temperaturas noturnas em torno de 14 °C. Por isso, tem sido observada ocorrendo em alta severidade em plantios tardios de milho, em algumas regiões. Os plantios tardios de milho, realizados a partir de novembro, nessas regiões, em geral permitem que a cultura se desenvolva sob altas precipitações pluviométricas, propiciando as condições adequadas para o desenvolvimento da doença.

Considerando-se que esse patógeno forma clamidosporos (esporos de resistência), é possível que permaneça nos restos de cultura por longos períodos de tempo. Por isso, é provável que ocorra um aumento no potencial de inóculo desse patógeno em áreas em que os restos de cultura não são incorporados ao solo para decomposição. Além do milho, não são conhecidos outros hospedeiros de *Phaeosphaeria maydis*.

Controle

Embora a utilização de cultivares resistentes seja o método mais eficiente para o controle da mancha por *Phaeosphaeria*, atualmente, a maioria das cultivares comerciais de milho tem se mostrado susceptível a esse patógeno. A partir de 1990, quando essa doença passou a destacar-se pelos prejuízos causados à produção, várias Instituições de Pesquisa e Empresas Produtoras de Sementes intensificaram suas pesquisas para obtenção de cultivares resistentes. Fontes de resistência a essa doença já foram identificadas, tornando possível a obtenção futura de cultivares resistentes (Figura 2).

Uma prática cultural que tem-se mostrado efetiva para o controle da mancha por *Phaeosphaeria*, em algumas regiões, é a realização dos plantios mais cedo, geralmente nos meses

de setembro e outubro, evitando-se, assim, os plantios tardios, nos quais a doença incide com maior severidade.

Considerando-se a possibilidade de sobrevivência do patógeno nos restos de cultura, o plantio direto é uma prática que pode aumentar o potencial de inóculo ao longo do tempo, tornando as lavouras de milho nesse sistema de cultivo mais sujeitas à ocorrência da doença em alta severidade. Quando a doença ocorrer em alta severidade, os restos de cultura devem ser incorporados ao solo para decomposição, antes do próximo plantio.

O controle químico da doença através de pulverizações é possível, considerando-se que já foi demonstrada a sensibilidade do fungo a vários fungicidas “in vitro” e “in vivo”. Dentre outros, o fungicida Mancozeb mostrou-se mais efetivo no controle da doença. Contudo, não há ainda fungicidas registrados no Ministério da Agricultura para o controle de *Phaeosphaeria maydis*.



Figura 1. Mancha por *Phaeosphaeria* (*Phaeosphaeria maydis*).



Figura 2. Genótipos de milho resistentes e susceptíveis a *Phaeosphaeria maydis*.

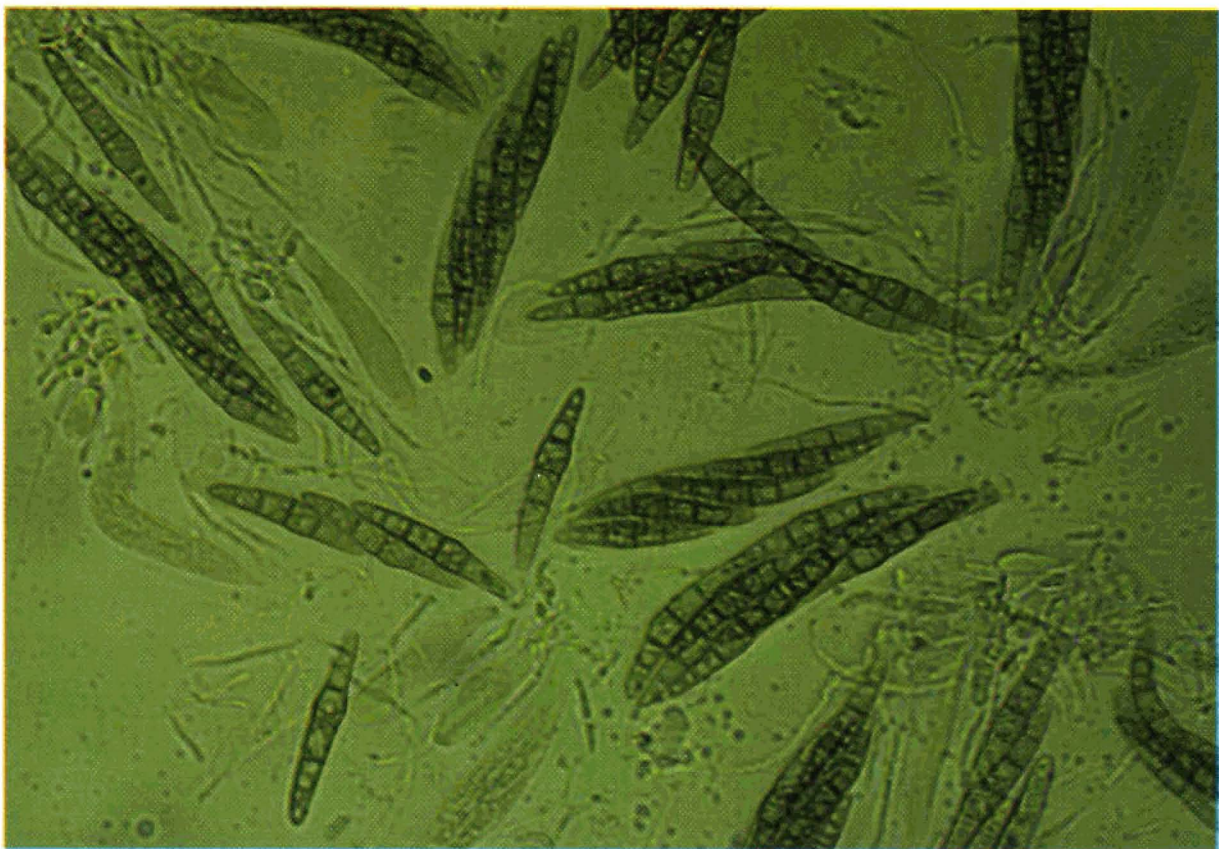


Figura 3. Ascosporos de *Phaeosphaeria maydis*.

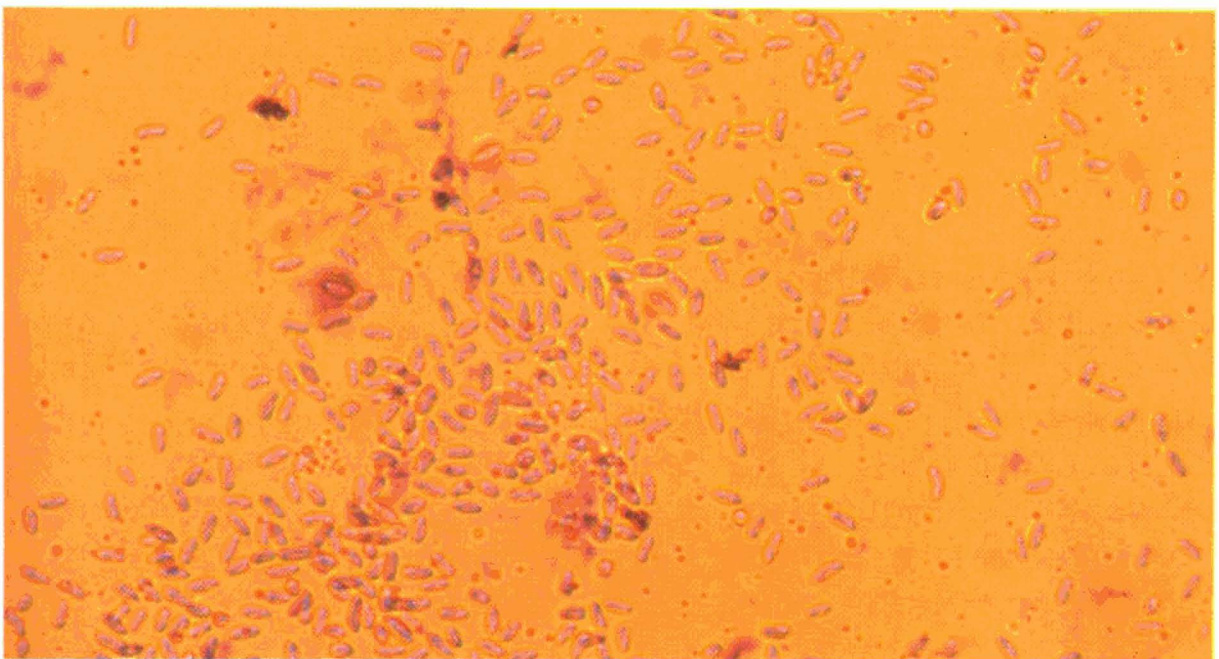


Figura 4. Conídios de *Phyllosticta* sp.

1.2. FERRUGEM POLYSORA

Desde o início da década de 80, a ferrugem polysora tem sido um problema sério na cultura de milho nas regiões Sudoeste de Goiás, Triângulo Mineiro e, mais recentemente, no Noroeste de São Paulo, no Leste e no Norte do Paraná e no Mato Grosso do Sul. Sob condições favoráveis e em cultivares susceptíveis, essa ferrugem pode ocorrer severamente nas folhas, caule, palha das espigas e bainha, causando a seca prematura das plantas e, conseqüentemente, redução acentuada no tamanho das espigas e dos grãos.

A ferrugem polysora pode ser observada em qualquer estágio de desenvolvimento das plantas de milho, inicialmente nas folhas baixas, na forma de pústulas.

As pústulas formadas são predominantemente circulares, de cor marrom-clara em plantas jovens, e tornam-se marrom-escuras à medida em que a planta se aproxima da fase de maturação. Essas pústulas encontram-se densamente distribuídas em ambas as faces das folhas e podem ser normalmente observadas ainda cobertas pela epiderme. Aquelas que já romperam a epiderme apresentam aspecto pulverulento (Figura 5).

Embora, em condições de campo, a ferrugem polysora (*Puccinia polysora*) possa ser freqüentemente confundida com a ferrugem comum (*Puccinia sorghi*), é possível distinguir as duas com base nas características de suas pústulas. Em laboratório, ao microscópio, as duas ferrugens são facilmente diferenciadas pela morfologia de seus uredosporos.

O agente causal dessa doença é o fungo *Puccinia polysora* (Basidiomycotina - Teliomycetes - Uredinales - Pucciniaceae). Os uredosporos de *P. polysora* são caracteristicamente ovais a irregulares, binucleados, de cor amarelada (Figura 9). Os teliosporos apresentam extremidades arredondadas, são bicelulares, com septo constricto e de cor marrom-clara. Estão ligados a pedicelos persistentes, cujo comprimento é aproximadamente igual a 1/4

do comprimento do teliosporo (Figura 11). Várias raças desse patógeno já foram identificadas.

Ocorrência e disseminação da doença

A severidade da ferrugem polysora é favorecida por umidade relativa alta e temperaturas em torno de 27 °C.

Até o momento, não são conhecidos hospedeiros alternativos desse patógeno. Sua disseminação ocorre principalmente através do vento. As fontes primárias e secundárias de inóculo para o milho são constituídas pelos uredosporos produzidos no próprio milho. Os teliosporos são raros e normalmente não germinam, sendo de pouca importância no ciclo da doença.

Após o aparecimento das primeiras pústulas da *P. polysora* nas plantas de milho, ocorre uma rápida multiplicação do potencial de inóculo do patógeno, que, transportado pelo vento, causa rápida disseminação da doença no campo, enquanto as condições climáticas permanecerem favoráveis. Assim, quando a doença incide nas fases iniciais de desenvolvimento das plantas e as condições para sua progressão permanecem favoráveis, a redução na produção é significativa. Por outro lado, quando ela incide na fase final de desenvolvimento, praticamente não afeta a produção.

Controle

Para locais e épocas em que predominam condições climáticas favoráveis, permitindo sempre a ocorrência severa da doença, o método de controle mais eficiente é o uso de cultivares resistentes. Em locais em que as condições climáticas favoráveis ocorrem apenas em determinadas épocas, é possível escapar da doença realizando-se o cultivo nos meses em que essas condições são desfavoráveis.

O controle químico da ferrugem polysora através de pulverizações com fungicidas é possível. Esse tipo de controle é vantajoso apenas quando a doença ocorre nas fases iniciais

de desenvolvimento das plantas, colocando em risco a produção. Nesse caso, é essencial que as pulverizações sejam feitas a partir do aparecimento dos primeiros sintomas, evitando-se, assim, o aumento do potencial de inóculo na área. Atualmente há produto comercial à base de Tebuconazole registrado no Ministério da Agricultura para controle químico da ferrugem polysora.

A rotação de cultura, interrompendo plantios sucessivos de milho, também pode ser uma medida efetiva de controle da ferrugem polysora.

1.3. FERRUGEM BRANCA OU TROPICAL

É uma das mais novas doenças na cultura do milho no Brasil, tendo sido relatada em 1985. A partir do início da década de 90, a ferrugem branca tem se destacado devido à severidade de sua ocorrência em vários municípios do Sudoeste de Goiás.

Assim como a ferrugem polysora, a ferrugem branca, sob condições favoráveis, pode causar seca prematura das plantas de milho, reduzindo drasticamente o tamanho das espigas e dos grãos.

A ferrugem branca pode ser facilmente identificada em condições de campo, pela coloração creme de suas pústulas. Essas pústulas cremes ocorrem tipicamente em grupos, na face superior das folhas (Figura 7). Com o desenvolvimento da doença, os grupos de pústulas tornam-se circundados por um halo escuro, freqüentemente avermelhado.

Essa doença pode ocorrer em qualquer fase de desenvolvimento das plantas, sendo mais prejudicial à produção quando ocorre em plantas jovens e em condições climáticas favoráveis ao desenvolvimento do patógeno.

O agente etiológico é o fungo *Physopella zeae* (Basidiomycotina - Teliomycetes - Uredinales - Coleosporiaceae). Apresenta uredosporos hialinos (Figura 8). Os teliosporos são cilíndricos e sésseis, marrom-claros,

unicelulados, ocorrendo em cadeias de dois ou mais teliosporos.

Pelo menos duas raças de *Physopella zae* são conhecidas.

Ocorrência e disseminação da doença

Atualmente, a ferrugem branca tem sido observada nos mesmos municípios de ocorrência da ferrugem polysora, na região Sudoeste de Goiás. Isso sugere que ela seja favorecida pelas mesmas condições climáticas que favorecem a ferrugem polysora (altas temperaturas e alta umidade relativa) e que futuramente poderá ser encontrada em todas as outras regiões de ocorrência da polysora.

Os uredosporos da *Physopella zae* são transportados principalmente pelo vento, o que permite uma rápida disseminação da ferrugem branca no campo. Até o momento não são conhecidos hospedeiros alternativos para esse patógeno.

Controle

O método mais eficiente para o controle da ferrugem branca é a utilização de cultivares resistentes. Contudo, apesar de essa ferrugem constituir hoje uma ameaça à cultura do milho, ainda é pouco estudada com relação à determinação de mecanismos de resistência, variabilidade do patógeno, obtenção de cultivares resistentes, possíveis hospedeiros alternativos, efeito de práticas culturais na severidade da doença e possibilidade de controle químico.

1.4. FERRUGEM COMUM

É a ferrugem mais antiga e a mais estudada na cultura de milho no Brasil e pode ser encontrada em todas as regiões onde o milho é cultivado. Assim como as outras ferrugens, sob condições favoráveis, pode causar seca prematura da planta, comprometendo a produção.

Essa ferrugem forma pústulas predominantemente alongadas, de cor marrom-clara em plantas jovens e que tornam-se marrom-escuras à medida em que a planta se aproxima da fase de maturação (Figura 6). Essas pústulas podem ser encontradas em ambas as faces das folhas e, devido ao rompimento da epiderme, apresentam caracteristicamente uma fenda.

A distinção entre a ferrugem comum e a ferrugem polysora, em campo, embora não seja fácil, pode ser feita considerando-se as características de suas pústulas. Em laboratório, são facilmente diferenciadas, ao microscópio, pela morfologia de seus uredosporos.

Essa ferrugem pode ser encontrada em qualquer fase de desenvolvimento das plantas de milho, inicialmente nas folhas baixas. Contudo, quando ela ocorre nas plantas jovens e as condições climáticas permanecem favoráveis, causa maior redução na produção que quando incide em plantas em final de ciclo.

A ferrugem comum é causada pelo fungo *Puccinia sorghi* (Basidiomycotina - Teliomycetes - Uredinales - Pucciniaceae). Esse patógeno apresenta uredosporos caracteristicamente arredondados, binucleados, de cor marrom-ferruginosa (Figura 10). Os teliosporos são de cor marrom-escuro, bicelulados, com leve constricção no septo. São ligados a pedicelos, cujo comprimento é uma a duas vezes o comprimento do teliosporo (Figura 12).

Várias raças desse patógeno já foram identificadas.

Ocorrência e disseminação da doença

Puccinia sorghi apresenta ciclo completo, tendo como hospedeiro alternativo o trevo (*Oxalis* sp.).

É uma doença favorecida por temperaturas entre 16 e 23 °C e umidade relativa alta. A fonte primária de inóculo para o milho são os uredosporos formados no próprio milho ou os aeciosporos produzidos no hospedeiro alternativo (trevo), cuja disseminação se dá principalmente pelo vento. O trevo é

infectado pelo micélio proveniente da germinação dos basidiosporos e esses basidiosporos são formados após a germinação dos teliosporos, no solo.

Controle

Por ser um parasita obrigatório e apresentar ciclo completo, as principais medidas de controle são a utilização de cultivares resistentes e a eliminação das plantas de trevo hospedeiras.

Quando essa ferrugem ocorre em plantas jovens, o controle com fungicidas pode ser obtido se as aplicações forem iniciadas logo após o aparecimento das primeiras pústulas. Quando a ferrugem ocorre em plantas em final de ciclo, não causa redução significativa na produção e, assim, o controle químico é desnecessário. O fungicida Tebuconazole controla a ferrugem comum do milho. Atualmente há produto comercial à base desse fungicida, registrado no Ministério da Agricultura para o controle dessa ferrugem.

A rotação de cultura, interrompendo os cultivos sucessivos de milho, também pode ser uma medida efetiva de controle da ferrugem comum.

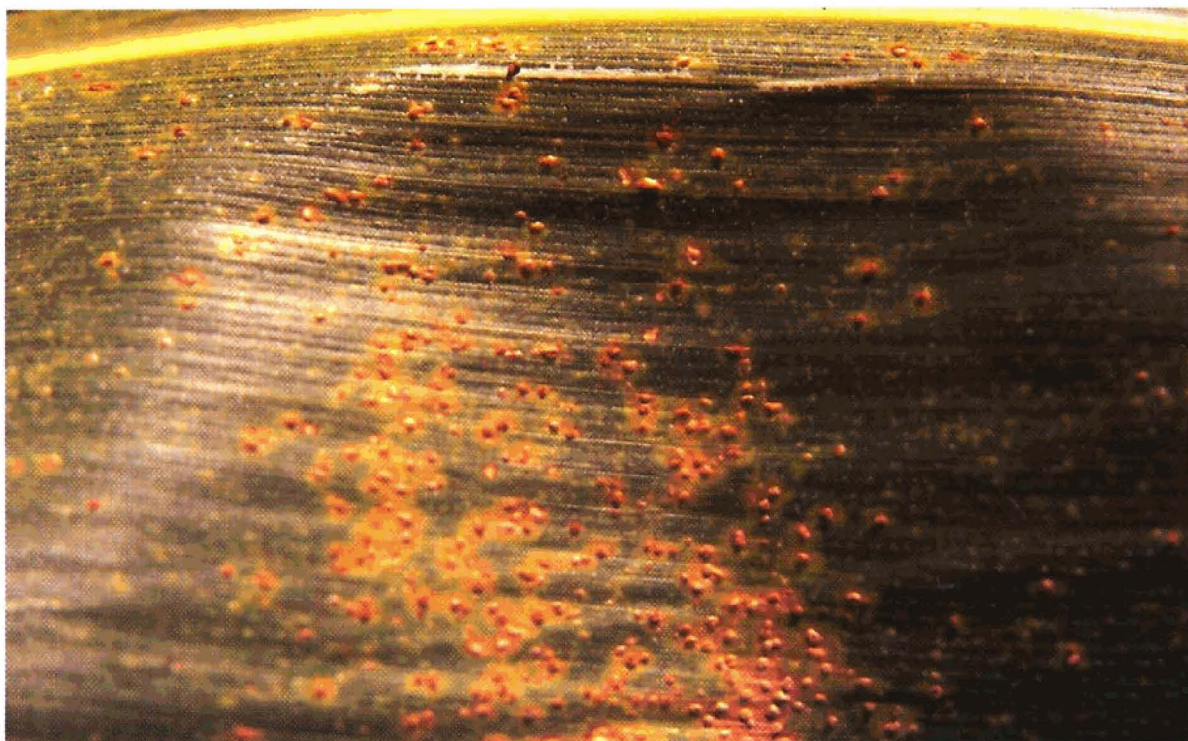


Figura 5. Ferrugem polysora (*Puccinia polysora*).

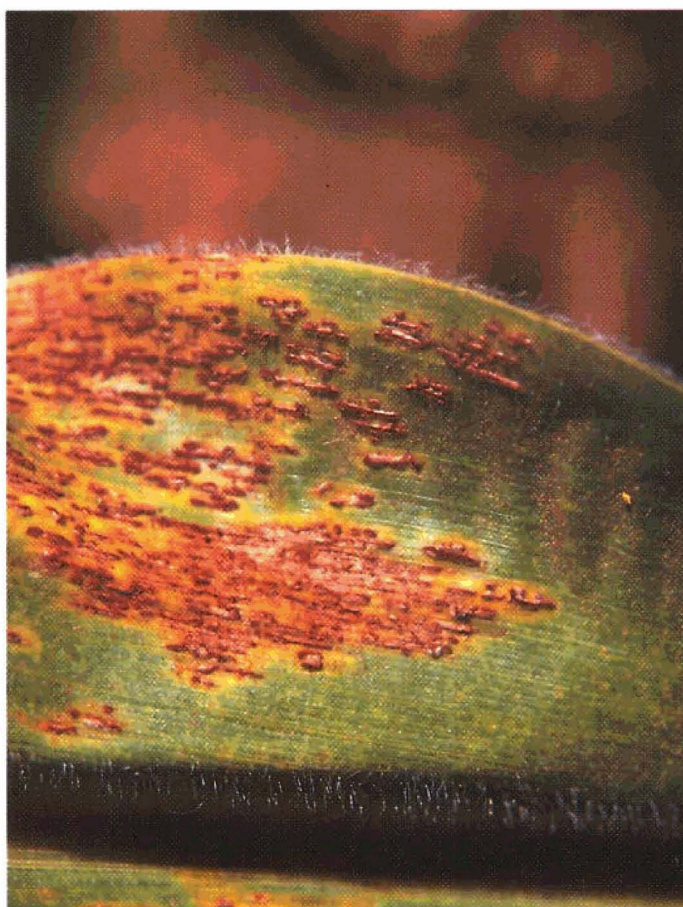


Figura 6. Ferrugem comum (*Puccinia sorghi*).

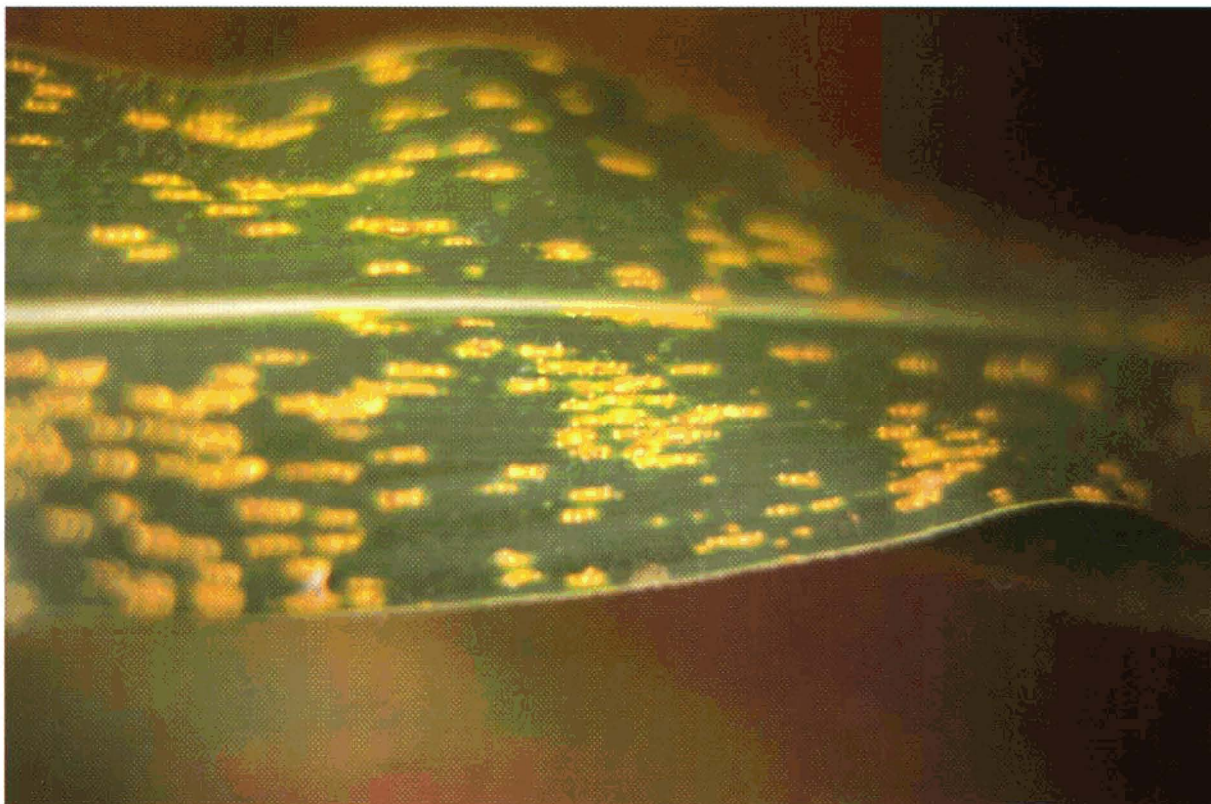


Figura 7. Ferrugem branca ou tropical (*Physopella zeae*).

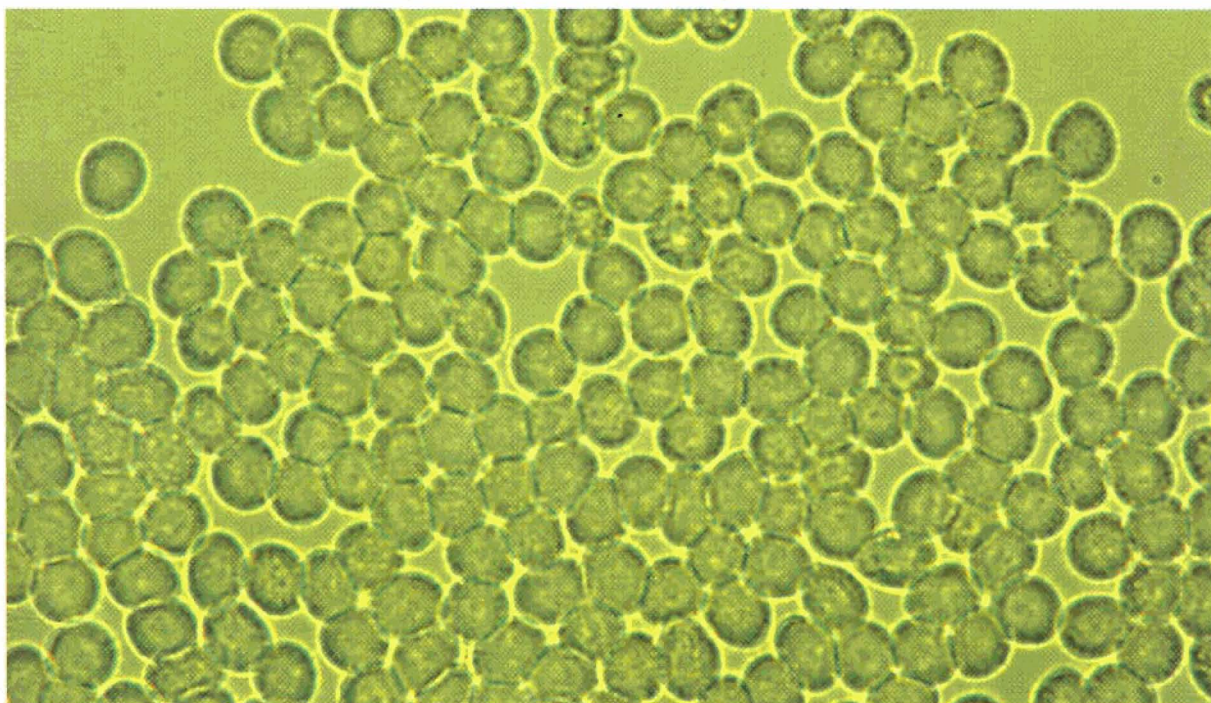


Figura 8. Uredosporos de *Physopella zeae*.

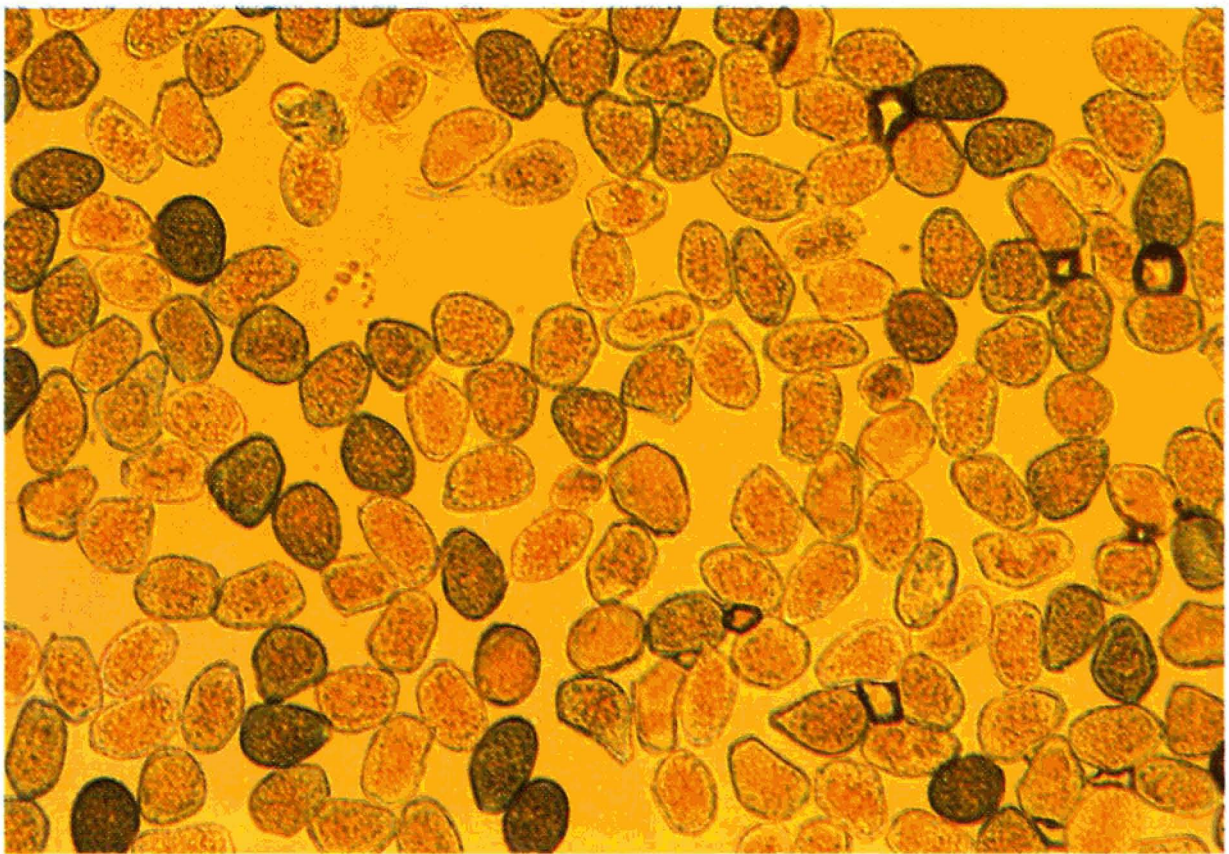


Figura 9. Uredosporos de *Puccinia polysora*.

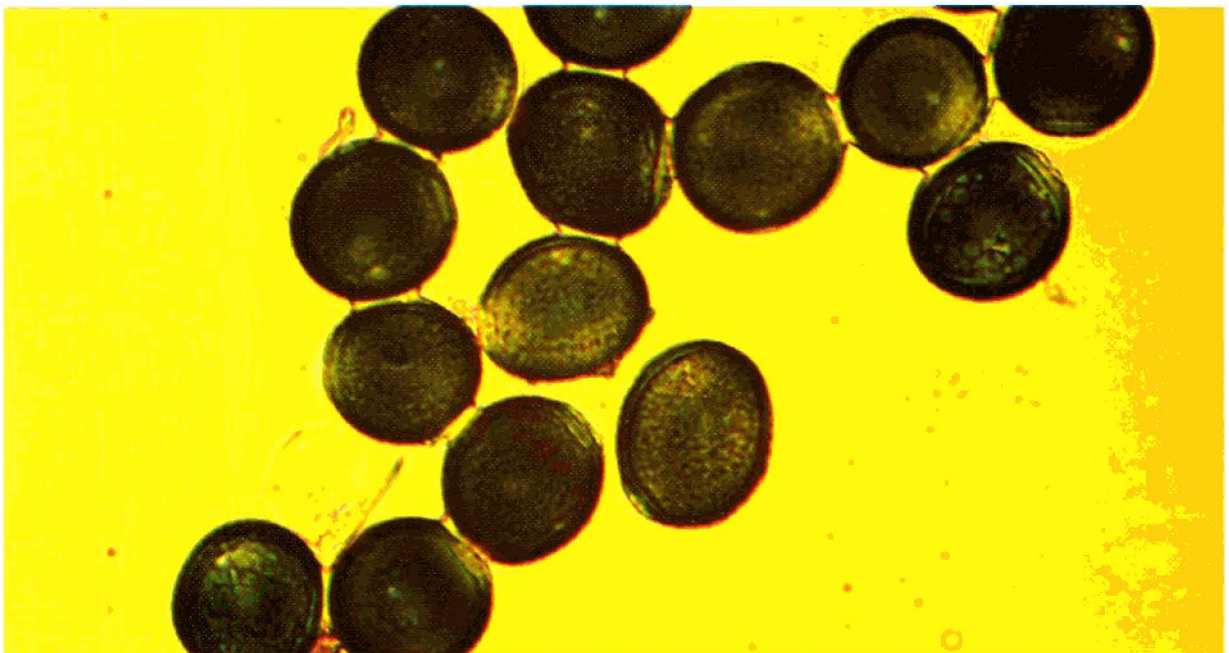


Figura10. Uredosporos de *Puccinia sorghi*.

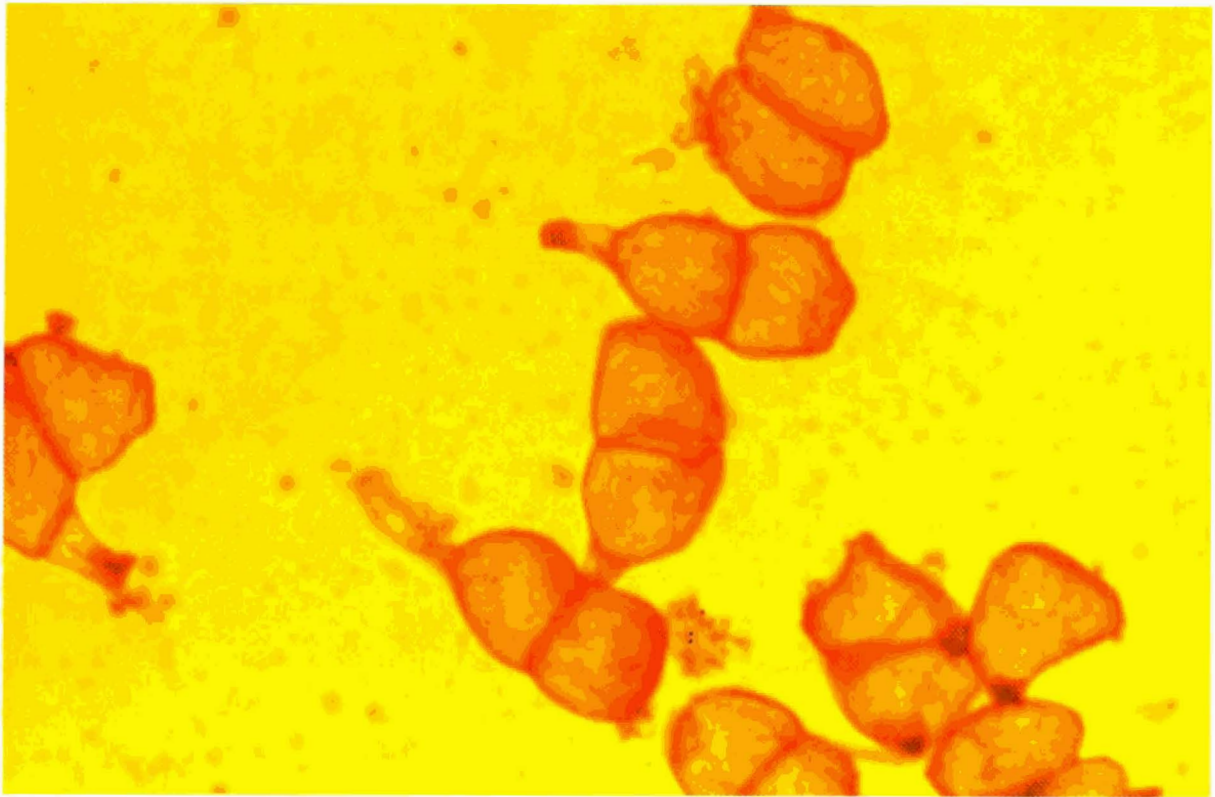


Figura 11. Teliosporos de *Puccinia polysora*.

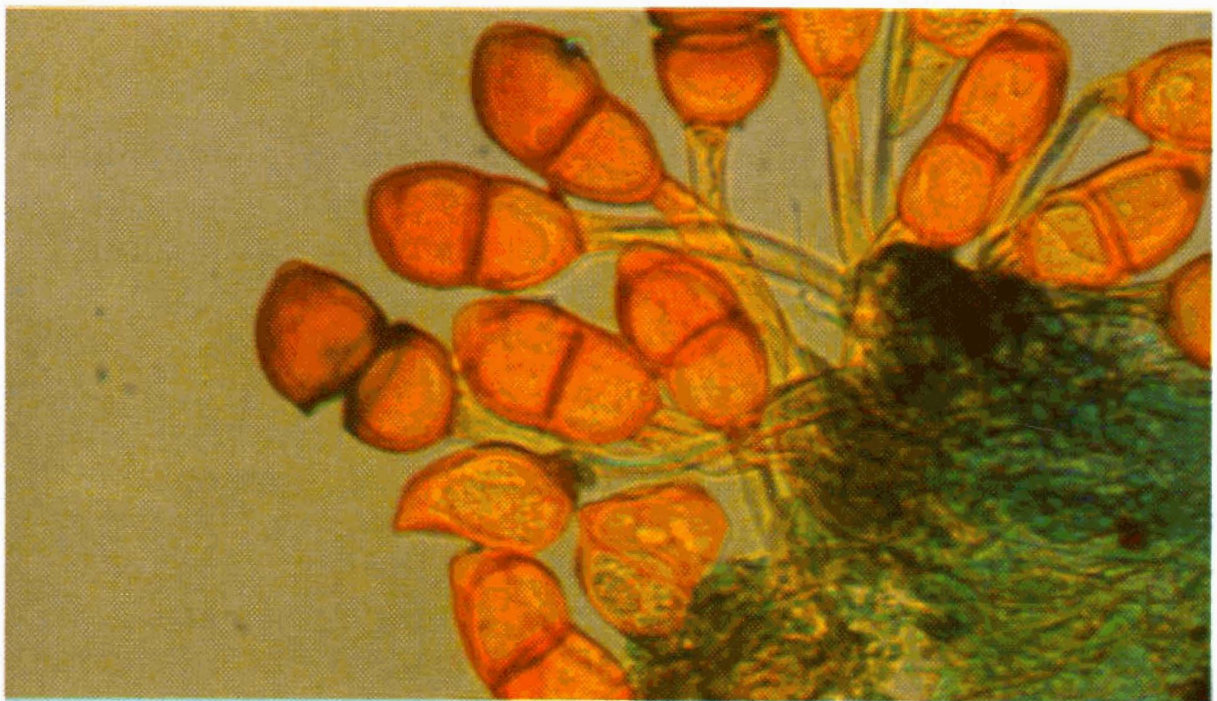


Figura 12. Teliosporos de *Puccinia sorghi*.

1.5. MANCHA POR *Helminthosporium turcicum*

Inclui-se entre as doenças mais antigas e importantes na cultura do milho no Brasil, causando perdas em produção, particularmente em condições de alta umidade relativa e temperaturas amenas.

Os sintomas típicos da mancha por *Helminthosporium turcicum* são a formação de lesões foliares necróticas, de coloração palha e bordas bem definidas, alongadas e grandes (em média com cerca de 5 a 8 cm em comprimento), largas, irregularmente distribuídas na superfície foliar, e que, em casos severos, coalescem (Figura 13). Essas lesões podem tornar-se escuras devido à frutificação do fungo. Em cultivares que possuem o gen Ht1 para resistência a *H. turcicum*, em geral as lesões são alongadas e cloróticas, circundadas por um halo amarelado (Figura 14).

Algumas vezes as lesões necróticas de *H. turcicum* são confundidas com aquelas causadas por *Diplodia macrospora*. Contudo, podem ser facilmente diferenciadas, observando-se que as lesões de *D. macrospora* apresentam sempre um ponto de infecção caracterizado por um pequeno círculo no centro da lesão, claramente visível quando é observada contra a luz (Figura 15).

Os sintomas são mais severos após o pendoamento, sendo essa época a mais adequada para avaliações da severidade da doença ou da resistência de cultivares. Em genótipos susceptíveis, essa doença pode causar seca precoce da planta e redução do tamanho dos grãos.

Essa doença é causada por *Helminthosporium turcicum* (= *Exerohilum turcicum*) (Deuteromycotina - Hyphomycetes - Moniliales - Dematiaceae). Sob temperaturas superiores a 20 °C, os conídios são marrons, ligeiramente curvos, septados, e se caracterizam pela presença de um proeminente hilo na extremidade (Figura 16). Sob temperaturas inferiores a 20 °C, eles são marrons, menores, retos e com algum ou nenhum septo. Temperaturas inferiores a 10 °C favorecem a formação

de clamidosporos. Em sua forma perfeita, rara na natureza, esse fungo é classificado como *Trichometasphaeria turcica*.

Várias raças desse patógeno já foram identificadas.

Ocorrência e disseminação da doença

A mancha por *H. turcicum* é favorecida por temperaturas entre 18 e 27 °C, com o ótimo em 20 °C e pela presença de orvalho na superfície das folhas. Sob essas condições climáticas favoráveis, e em genótipos susceptíveis, os esporos produzidos nas primeiras lesões são disseminados pelo vento ou pela água da chuva, causando disseminação rápida da doença na lavoura.

O fungo sobrevive nos restos de cultura sob a forma de conídios, ou de clamidosporos. Dessa forma, em áreas onde os restos de cultura não são incorporados ao solo, pode ocorrer um aumento no potencial de inóculo, ao longo do tempo.

Helminthosporium turcicum possui como hospedeiros, além do milho, o sorgo, o capim maçambará e o teosinto. Porém, aparentemente apresenta especialização fisiológica quanto à patogenicidade a esses hospedeiros. Frequentemente, tem sido observada a ausência da mancha por *Helminthosporium turcicum* em lavouras de milho localizadas próximo a lavouras de sorgo apresentando alta severidade dessa doença.

O desenvolvimento de *H. turcicum* é negativamente correlacionado com o fotoperíodo, a intensidade de luz e a concentração de açúcar nas plantas de milho, sendo, por isso, considerado um fungo de “baixo teor de açúcar”. Condições de fotoperíodos curtos, baixas intensidades luminosas e baixas concentrações de açúcar nas plantas de milho são mais frequentemente encontradas em cultivos de safrinha, o que poderia explicar a ocorrência da mancha por *H. turcicum* em alta severidade nesses cultivos.

Controle

A utilização de cultivares resistentes constitui um dos mais eficientes e econômicos meios de controle da mancha por *H. turcicum*. No caso desse patógeno, existem dois tipos principais de resistência: um afetando o número das lesões, em que os genótipos resistentes apresentam, em campo, menor número de lesões na planta, sendo essas, contudo, mais numerosas nas folhas baixas. O outro tipo é expressado por lesões alongadas e cloróticas, circundadas por um halo amarelado, nas quais a esporulação do fungo é inibida e ocorrem em plantas que possuem o gene Ht1 para resistência.

Considerando-se a sobrevivência do patógeno nos restos de cultura, práticas como aração e gradagem ou a rotação de cultura podem reduzir o potencial de inóculo e, conseqüentemente, a severidade da doença na área.

A mancha por *Helminthosporium turcicum* pode ser controlada pela aplicação do fungicida Tebuconazole. Atualmente, há produto comercial à base desse fungicida registrado no Ministério da Agricultura para o controle dessa doença.

1.6. MANCHA POR *Helminthosporium maydis*

Na década de 70, a mancha por *H. maydis* ocorreu de forma epidêmica, causando sérios prejuízos à cultura de milho, no Brasil. A susceptibilidade generalizada das cultivares foi proporcionada pela utilização da macho-esterilidade, através do uso do citoplasma T para produção de sementes híbridas. Em decorrência dessa epidemia, abandonou-se o uso do citoplasma T para a produção de sementes híbridas e a incidência de *H. maydis* em milho foi reduzida significativamente. Contudo, essa doença continua

sendo um fator de preocupação, devido ao seu potencial destrutivo e, também, porque tem sido freqüentemente observada em várias regiões produtoras de milho, no Brasil, embora em baixa severidade.

O tamanho e a forma das lesões causadas por *H. maydis* variam com a susceptibilidade da cultivar. Nas folhas, as lesões são de cor palha, geralmente limitadas pelas nervuras, retangulares, de 2,5 cm x 0,5 cm, em média, e aparecem primeiro nas folhas baixas (Figura 17). Nas bainhas e palhas das espigas, elas aparecem circundadas por um halo avermelhado (Figura 18) e, no interior das palhas e nos grãos, as lesões são de cor preta (Figura 19).

O agente etiológico dessa doença é o fungo *Helminthosporium maydis* (= *Bipolaris maydis* (Deuteromycotina - Hyphomycetes - Moniliales - Dematiaceae). *Helminthosporium maydis* apresenta conídios marrons, longos, tipicamente curvos e com as extremidades afiladas. Não há formação de hilo (Figura 20). A forma perfeita desse fungo, *Cochliobolus heterostrophus*, raramente é encontrada na natureza.

As principais raças desse patógeno são a raça T (Texas) e a raça O (Old).

Ocorrência e disseminação da doença

Essa doença é favorecida por temperaturas entre 20 e 32 °C e pela presença de orvalho na superfície das folhas. Os conídios de *H. maydis* são disseminados pelo vento e por respingos de chuva. Em genótipos susceptíveis, sob condições climáticas favoráveis, a doença rapidamente atinge níveis epidêmicos na lavoura.

O patógeno sobrevive nos restos de cultura, na forma de micélio ou de clamidosporos e por isso pode constituir problema em áreas onde se utiliza o plantio direto. O único hospedeiro conhecido é o milho.

Controle

A mancha por *H.maydis* pode ser eficientemente controlada pela utilização de cultivares resistentes. A herança da resistência a esse patógeno pode ser citoplasmática ou genética. A resistência à raça T é atribuída a fatores genéticos e citoplasmáticos, sendo o componente citoplasmático o mais importante. Por outro lado, a herança genética é determinante da resistência à raça O.

Como *H. maydis* sobrevive nos restos de cultura, as práticas de aração e gradagem e a rotação de cultura podem reduzir o potencial de inóculo no solo.

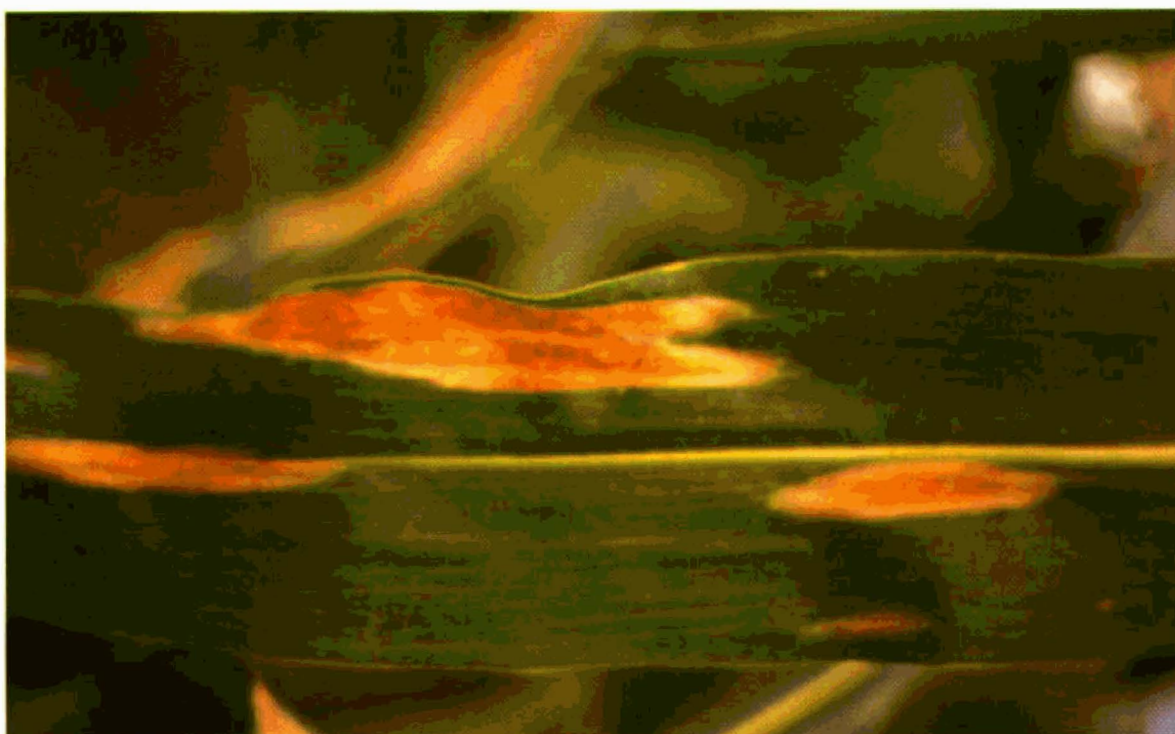


Figura 13. Mancha por *Helminthosporium turcicum*.

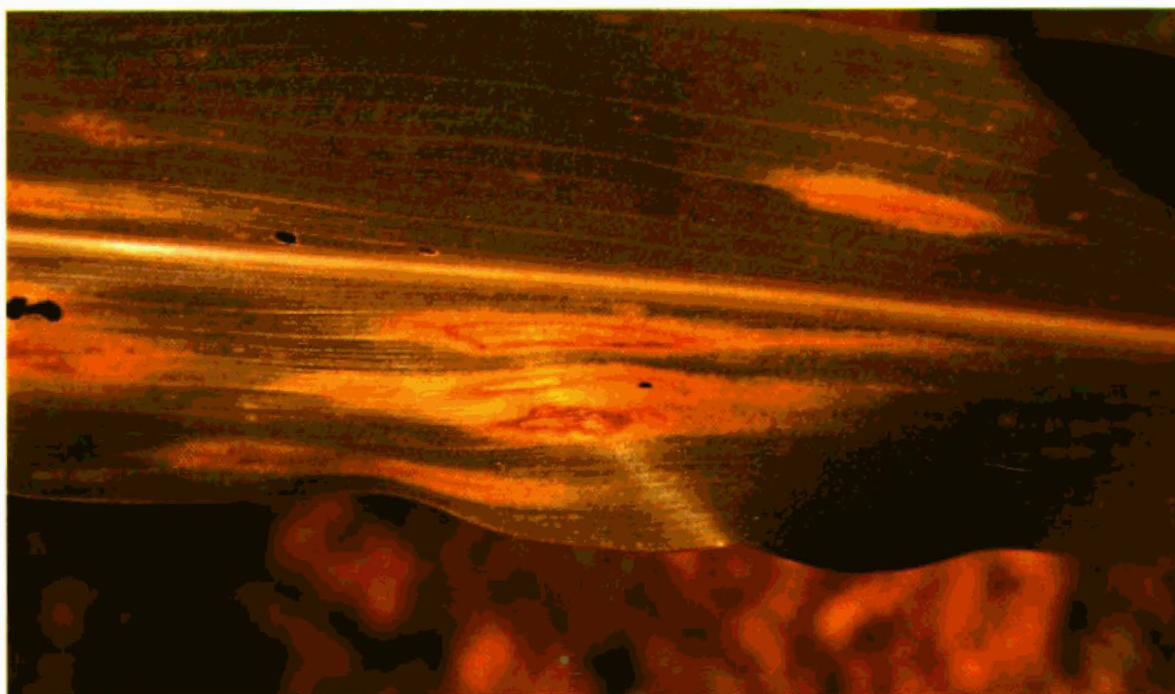


Figura 14. Mancha por *Helminthosporium turcicum* em genótipo de milho com gene Ht1.

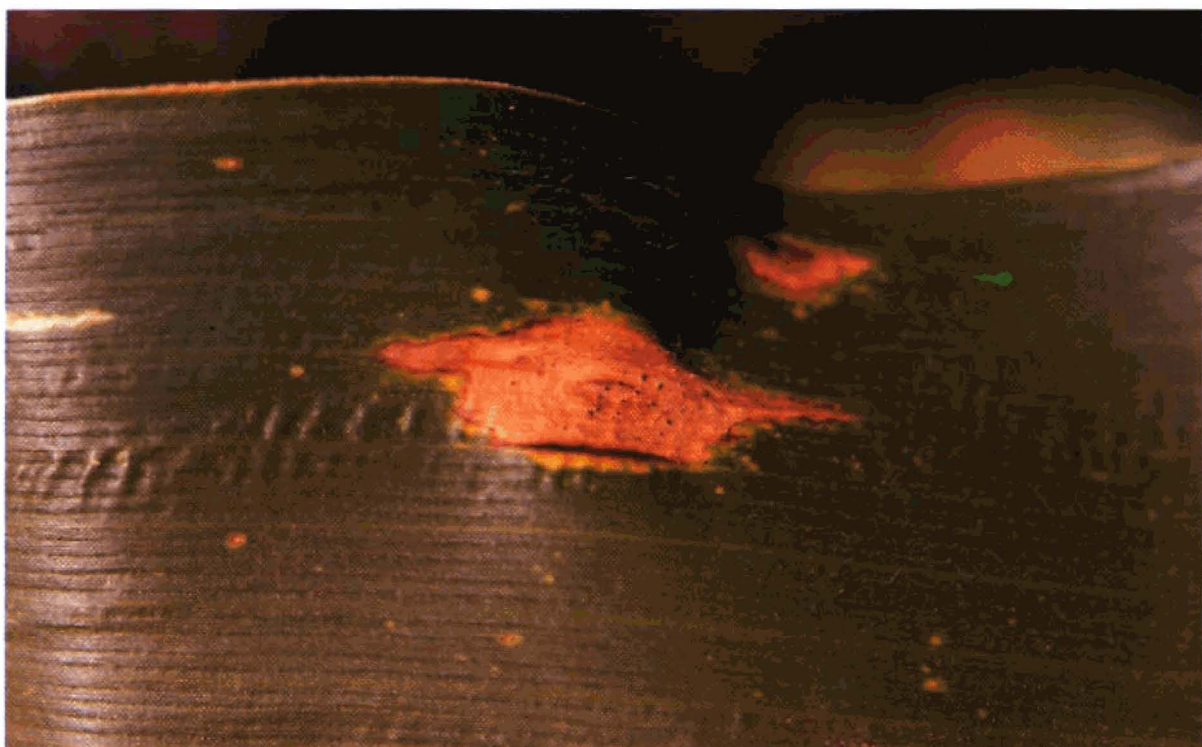


Figura 15. Mancha por *Diplodia macrospora*.



Figura 16. Conídios de *Helminthosporium turcicum*.



Figura 17. Mancha por *Helminthosporium maydis*.



Figura 18. Mancha por *Helminthosporium maydis*; sintomas na bainha.

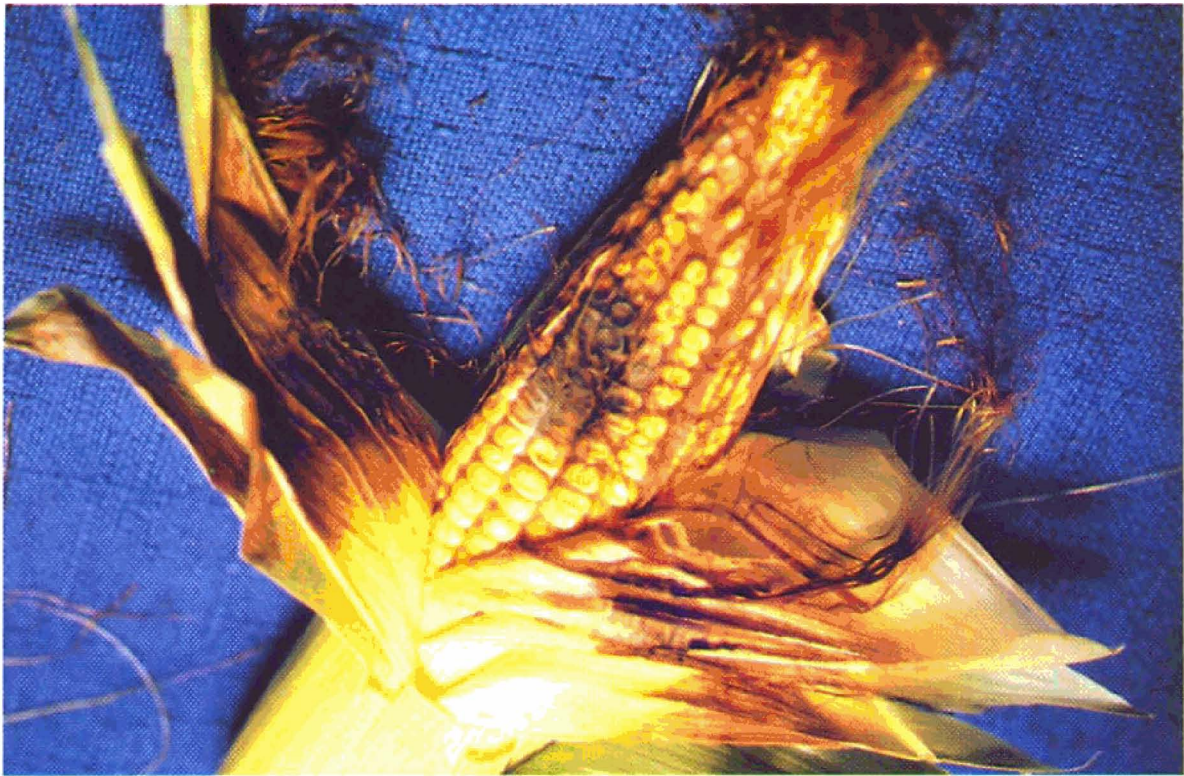


Figura 19. Mancha por *Helminthosporium maydis* - sintomas nas palhas e grãos.

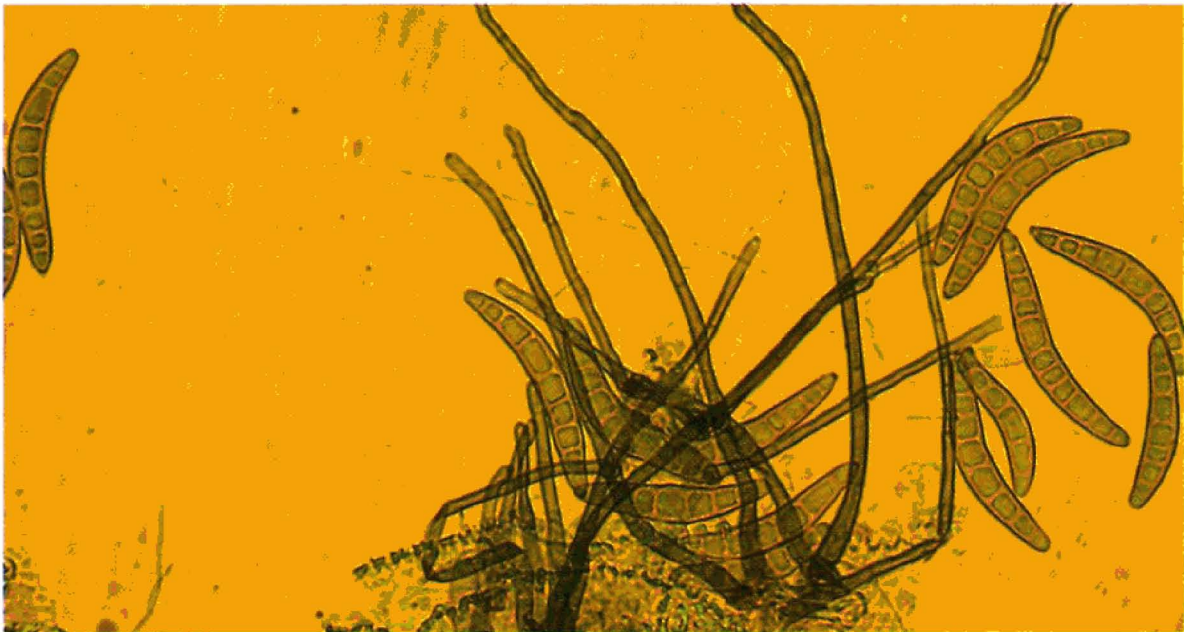


Figura 20. Conídios de *Helminthosporium maydis*.

1.7. MÍLDIO DO SORGO EM MILHO

Essa doença foi relatada primeiramente em sorgo, com o nome de “míldio do sorgo”, e posteriormente encontrada em milho, sendo, então, denominada “míldio do sorgo em milho”.

Sua ocorrência no Brasil foi observada, pela primeira vez, no início da década de 70 e tem sido problema na cultura de milho, principalmente nos Estados do Rio Grande do Sul, Santa Catarina e Paraná. O míldio do sorgo causa esterilidade em milho, quando as plantas são infectadas nos primeiros estádios de desenvolvimento, acarretando perda total na produção.

Plantas de milho com míldio apresentam tipicamente deformações no pendão (pendão louco ou “crazy top”), em que as estruturas florais tomam o aspecto de pequenas folhas (Figura 21), ou apresentam folhas estreitas e eretas, sem a presença de pendão. Em ambos os casos, não há formação de espigas. Normalmente, formam-se estrias esbranquiçadas, contínuas, ao longo das folhas (Figura 22). Pela manhã, é possível observar, na face inferior das folhas, ao longo das estrias, uma camada branca formada pelos esporângios do fungo *Peronosclerospora sorghi*. Em plantas jovens, o sintoma da doença caracteriza-se pelo aparecimento na folha, a partir da base, de grande área verde-claro, que nitidamente contrasta com o verde normal da parte apical da folha (Figura 23).

O míldio do sorgo em milho é causado pelo fungo *Peronosclerospora sorghi* (= *Sclerospora sorghi*), (Mastigomycotina - Oomycetes - Peronosporaceae).

No Brasil, já foi detectada a existência de duas raças desse patógeno.

Ocorrência e disseminação da doença

Durante a noite, sob condições de temperaturas entre 21 e 23 °C e na presença de orvalho, ocorre abundante produção de esporângios pelo fungo. Esses esporângios são eficientemente disseminados pelo vento, nas primeiras horas da manhã. Ainda sob as condições de presença de orvalho e de temperaturas entre 21 e 23 °C, os esporângios germinam e infectam rapidamente as plantas de milho, causando lesões localizadas, nas quais ocorre nova produção de esporângios (Figura 24). Após a infecção, se a temperatura ambiente se mantiver abaixo de 22 °C, a severidade dessa doença pode atingir níveis epidêmicos.

Ao final do ciclo, são produzidos os oosporos, que podem permanecer viáveis nos restos de cultura e no solo, por vários anos. Assim, o plantio de milho após severa ocorrência de míldio pode resultar em reincidência severa dessa doença. Ao longo do tempo, o plantio direto pode causar o acúmulo de inóculo na área. Nessa área, os cultivos de milho estarão sempre sujeitos à incidência severa do míldio, quando as condições ambientais forem favoráveis ao seu desenvolvimento.

Esse patógeno pode ser veiculado pelas sementes, na forma de oosporos presentes na fração impura ou aderidos à superfície destas, ou, ainda, infectando-as na forma de micélio.

Peronosclerospora sorghi possui como hospedeiros o milho e o sorgo, com suas diferentes espécies.

Controle

A utilização de cultivares resistentes é o método mais eficiente de controle do míldio do sorgo em milho. A eliminação de plantas de sorgo que apresentam sintomas da doença e crescem espontaneamente reduz o potencial de inóculo do patógeno na área. A aração, a gradagem e a

rotação de cultura são práticas que reduzem a quantidade de restos de cultura na área e, conseqüentemente, a quantidade de inóculo do patógeno. O tratamento fungicida de sementes de milho com Metalaxil controla efetivamente esse fungo, quando presente nas sementes ou no solo. Contudo, esse fungicida não está registrado no Ministério da Agricultura para tratamento de sementes de milho. Alteração na época de plantio, evitando-se períodos com temperaturas favoráveis ao desenvolvimento do patógeno e da doença, tem-se mostrado eficiente no controle do míldio do sorgo em milho.

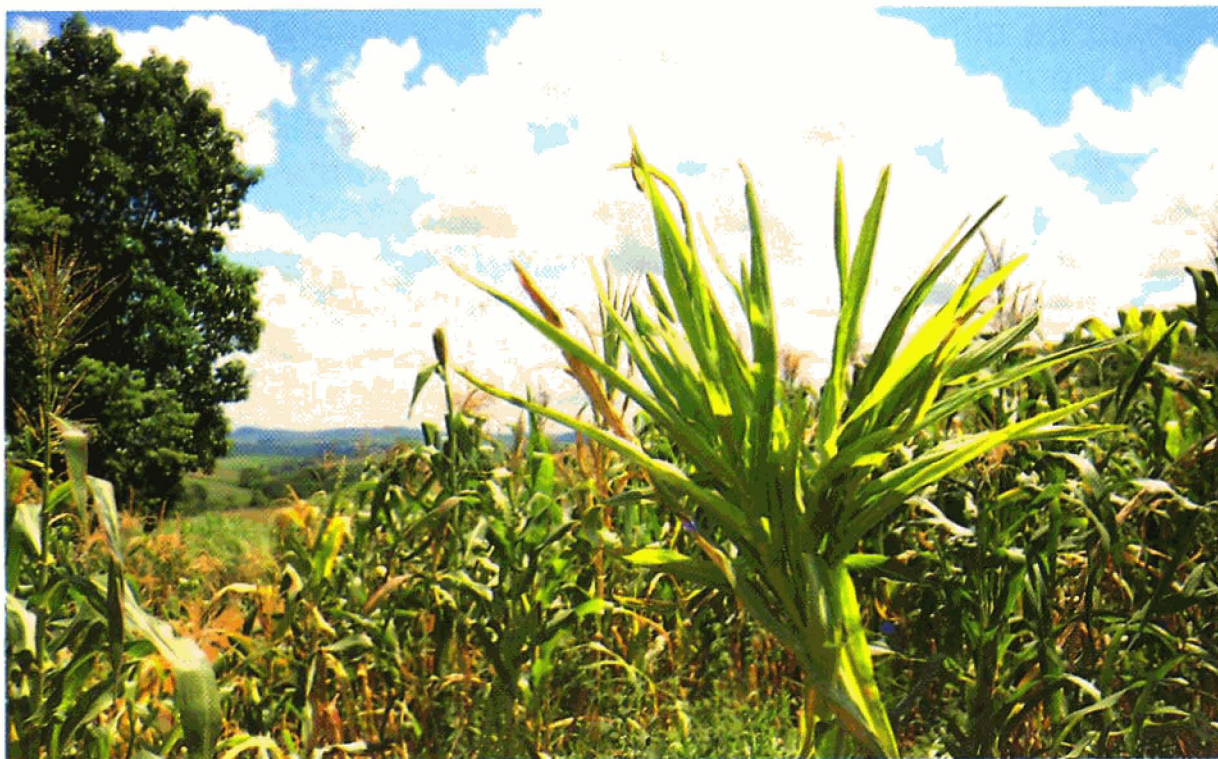


Figura 21. Míldio do sorgo em milho (*Peronosclerospora sorghi*) - pendão louco.

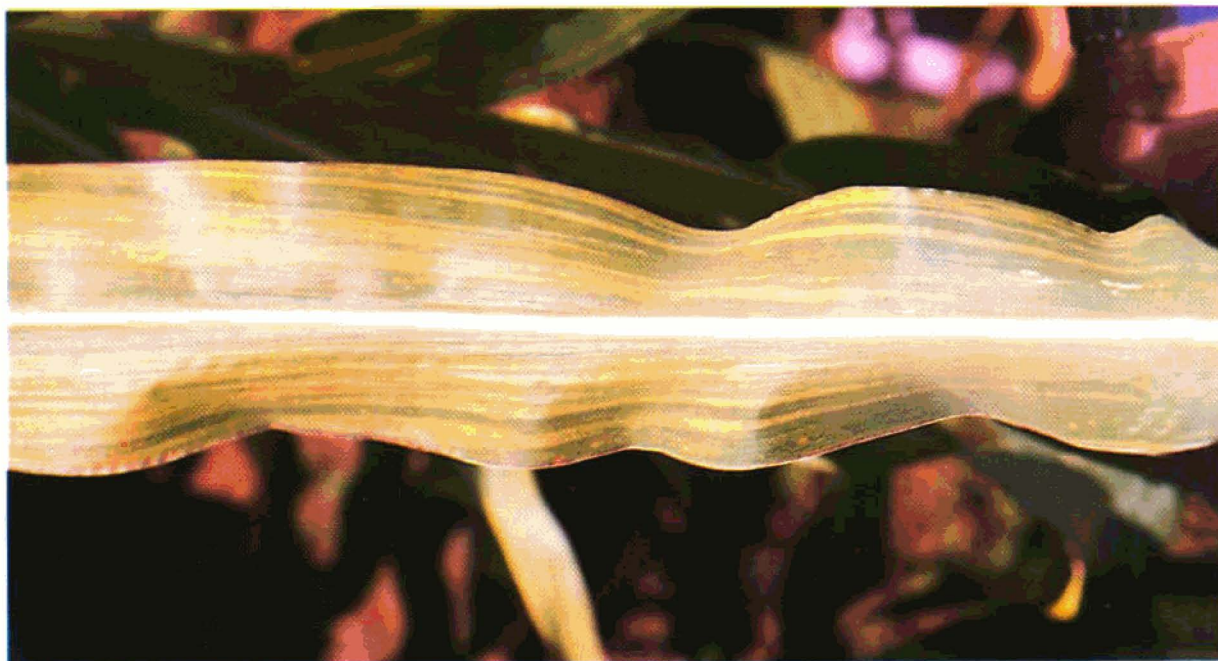


Figura 22. Míldio do sorgo em milho (*Peronosclerospora sorghi*) - sintoma foliar.



Figura 23. Míldio do sorgo em milho (*Peronosclerospora sorghi*) - sintoma foliar.

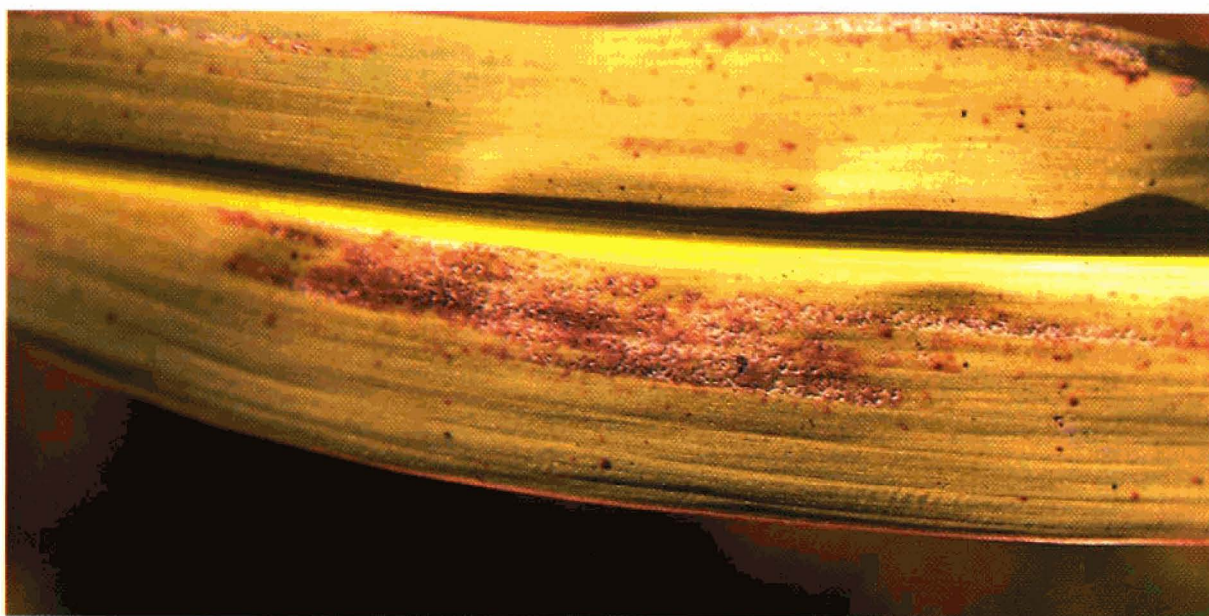


Figura 24. Míldio do sorgo em milho (*Peronosclerospora sorghi*) - lesão localizada.

1.8. QUEIMA POR *Pseudomonas alboprecipitans*

Os sintomas dessa doença se caracterizam pela presença de lesões necróticas, tipicamente alongadas e estreitas (Figura 25), que algumas vezes coalescem, formando grandes áreas necróticas na superfície foliar (Figura 26). Essas lesões são de coloração palha na região central e marrom-avermelhada nos bordos e, no início de sua formação, são encharcadas (anasarca). Algumas vezes essa bactéria causa também podridões aquosas, na base da espiga.

1.9. PODRIDÃO DO CARTUCHO POR *Erwinia chrysanthemi*

Os sintomas típicos dessa doença se caracterizam pela murcha e seca das folhas do cartucho da planta de milho, decorrentes de uma podridão aquosa na base desse cartucho (Figura 27). As folhas do cartucho desprendem-se facilmente e exalam um odor desagradável. Na bainha das outras folhas pode-se observar a presença de lesões encharcadas (Figura 28). Pode ocorrer o apodrecimento dos entrenós inferiores ao cartucho e murcha do restante da planta.

Controle

Em geral, as bactérias necessitam de água livre e altas temperaturas para sua multiplicação e disseminação. Assim, a alta umidade proporcionada pelo excesso de chuvas ou excesso de água de irrigação, associada a altas temperaturas, favorece a ocorrência das doenças causadas por bactérias. A turgidez da folha do milho favorece a ocorrência da queima das folhas causada pela bactéria *Pseudomonas alboprecipitans*, e a água acumulada no cartucho favorece a ocorrência da podridão do cartucho, causada por *Erwinia chrysanthemi*. Outro fator que pode

favorecer a incidência da podridão por *Erwinia* são ferimentos no cartucho causados por insetos.

O controle dessas doenças na cultura de milho, em plantios irrigados, pode ser efetivamente conseguido através do manejo adequado da irrigação, evitando-se a aplicação de água em excesso.



Figura 25. Queima por *Pseudomonas alboprecipitans*.



Figura 26. Queima por *Pseudomonas alboprecipitans*.



Figura 27. Podridão do cartucho por *Erwinia chrysantemi*

Figura 28. Podridão do cartucho por *Erwinia chrysantemi*; lesões na bainha



2. PODRIDÕES DO COLMO E DAS RAÍZES

As podridões do colmo, quando ocorrem em plantas no final do ciclo, causam perdas na produção, devido ao tombamento dessas plantas, o que dificulta a colheita mecânica e expõe as espigas à ação de roedores e ao apodrecimento pelo contato com o solo. Quando ocorrem em plantas antes do final do ciclo, danificando tecidos ainda em atividade, reduzem a absorção de água e nutrientes e podem causar redução na produção dos grãos, além do tombamento das plantas.

As principais podridões do colmo são causadas pelos fungos *Diplodia maydis*, *Fusarium moniliforme*, *Pythium aphanidermatum*, *Colletotrichum graminicola* e por bactérias.

Os fungos *Diplodia* e *Fusarium* causam podridões somente em tecidos senescentes, nos quais os teores de carboidratos e de substâncias fungistáticas são baixos, infectando, assim, plantas de milho em final do ciclo ou estressadas. As condições de estresse que tornam as plantas de milho susceptíveis à infecção por esses fungos incluem, entre outras, as doenças foliares, os ataques de pragas, umidade excessiva ou deficiente do solo, desequilíbrio nutricional, excesso de plantas na lavoura e períodos prolongados de nebulosidade.

Os fungos *P. aphanidermatum*, *C. graminicola* e as bactérias colonizam tecidos jovens das plantas de milho, causando a podridão do colmo frequentemente antes do enchimento dos grãos. As podridões do colmo causadas por esses patógenos são geralmente favorecidas pela presença de água em excesso no solo e por temperaturas elevadas.

2.1. PODRIDÃO POR *Diplodia maydis*

É causada pelo fungo *Diplodia maydis* (Sin.: *Diplodia zeae*), o mesmo agente etiológico da podridão branca da espiga.

Em plantas infectadas, o tecido dos entrenós adquire, internamente, uma coloração marrom e se desintegra, permanecendo apenas os vasos lenhosos cobertos por numerosos pontos negros, que são os picnídios do fungo. A podridão inicia-se nas raízes e no primeiro entrenó acima do solo e progride em direção à parte superior da planta. As condições favoráveis a essa podridão são temperaturas entre 28 e 30 °C e alta umidade. Esse patógeno sobrevive nos restos de cultura e em sementes, na forma de picnídios ou de micélio dormente, e seu único hospedeiro é o milho. Como o patógeno sobrevive nos restos de cultura, o plantio de milho após a incidência severa da podridão do colmo por *Diplodia* pode resultar em reincidência severa dessa doença. Ao longo do tempo, o plantio direto pode causar o aumento do potencial de inóculo de *Diplodia maydis* na área. Nessa área, os cultivos de milho estarão sempre sujeitos à incidência de podridão do colmo quando as condições ambientais forem favoráveis ao desenvolvimento do patógeno e da doença.

2.2. PODRIDÃO POR *Fusarium*

Essa podridão é causada por *Fusarium moniliforme*, *Fusarium moniliforme* var. *subglutinans*, *Giberella fujikuroi*, que também causam a podridão rosada da espiga.

Quando as plantas de milho são infectadas por *Fusarium*, os tecidos internos dos entrenós e das raízes adquirem coloração avermelhada, que progride de forma uniforme e contínua, da base em direção à parte superior da planta (Figura 29). *Fusarium* é tipicamente de solo e freqüentemente pode ser encontrado associado às sementes. Em geral, a podridão de colmo causada por *Fusarium* ocorre associada ao ataque de nematóides ou de pragas subterrâneas que debilitam as plantas e causam ferimentos nas raízes, facilitando a penetração do fungo.

2.3. PODRIDÃO POR *Pythium*

Essa podridão é causada por *Pythium aphanidermatum* e é do tipo aquosa, assemelhando-se a uma bacteriose. Difere dessa por ficar restrita ao primeiro entrenó acima do solo, ao contrário das bacterioses, que atingem vários entrenós (Figura 30). As plantas com podridão geralmente tombam, porém permanecem verdes por algum tempo, visto que os vasos lenhosos permanecem intactos. Esse fungo sobrevive no solo, apresenta elevado número de espécies vegetais hospedeiras e é capaz de infectar plantas de milho jovens e vigorosas antes do florescimento. A podridão por *Pythium* é favorecida pelo excesso de água no solo. Essa condição pode ocorrer em áreas com solos argilosos ou mal drenados, em áreas irrigadas em excesso e quando ocorrem períodos prolongados de chuva.

2.4. ANTRACNOSE DO COLMO (PODRIDÃO POR *Colletotrichum*)

A antracnose do colmo é causada por *Colletotrichum graminicola*.

Embora esse patógeno possa infectar as plantas nas fases iniciais de desenvolvimento, a doença se manifesta e os sintomas são tipicamente visíveis a partir do florescimento. Os sintomas caracterizam-se pela presença externa, no colmo, de lesões estreitas e alongadas em sentido longitudinal do colmo (Figura 31). Frequentemente, observa-se murchamento das folhas apicais nas plantas infectadas. Essa doença é favorecida por condições de alta umidade. O patógeno sobrevive nos restos de cultura e em sementes. Assim, o plantio direto após a incidência severa da podridão por *C. graminicola* pode resultar em reincidência severa dessa doença. Ao longo do tempo, o plantio direto pode causar o aumento do potencial de inóculo do patógeno na área.

2.5. PODRIDÕES DO COLMO POR BACTÉRIAS

Várias espécies de bactérias do gênero *Pseudomonas* e *Erwinia* causam podridões do colmo em plantas de milho.

As podridões causadas por bactérias são do tipo aquoso e, comumente, exalam um odor desagradável. Em geral, iniciam-se nos entrenós próximos ao solo e rapidamente atingem os entrenós superiores. São favorecidas pelo excesso de água no solo, proporcionado por períodos prolongados de chuva ou pela irrigação excessiva.

Controle

A principal medida de controle para as podridões do colmo causadas por *Diplodia maydis*, *Fusarium moniliforme* e *Colletotrichum graminicola* é a utilização de cultivares resistentes ao tombamento. Por outro lado, uma vez que o plantio direto é uma prática que favorece o aumento do potencial de inóculo desses fungos nos restos de cultura, recomenda-se, para o controle de *Diplodia* e *Colletotrichum*, a aração e a gradagem, quando essas podridões constituírem problema, em áreas onde se utiliza essa prática. Em áreas onde são realizados plantios sucessivos de milho, quando as podridões do colmo e das raízes constituírem problema, recomenda-se a rotação de cultura, para reduzir o potencial de inóculo dos patógenos no solo. As condições de estresses que predispõem as plantas de milho às podridões causadas por *Diplodia* e por *Fusarium*, tais como estresses hídrico ou nutricional, ataques de pragas, doenças foliares e excesso de plantas na lavoura, devem ser evitadas.

No caso das podridões causadas por *P. aphanidermatum* ou por bactérias, a principal medida de controle recomendada é o manejo adequado da água de irrigação, evitando-se a aplicação de água em excesso.

3. DOENÇAS DAS ESPIGAS

As doenças das espigas de milho podem ser causadas por várias espécies de fungos, sendo as principais aquelas causadas por *Diplodia maydis*, *Fusarium moniliforme* e *Ustilago maydis*. Em geral, essas doenças são grandemente favorecidas por altas precipitações pluviométricas e, em alguns casos, por fatores que causam estresses nas plantas. A severidade das doenças das espigas é influenciada por características agronômicas das plantas, como decumbência e empalhamento das espigas. Espigas não decumbentes e/ou mal-empalhadas, com palhas frouxas, permitem a penetração da água de chuva e dos esporos dos fungos nos espaços entre as palhas, o que favorece seu apodrecimento.

3.1. PODRIDÃO BRANCA DA ESPIGA

É causada por *Diplodia maydis* (Sin.: *Diplodia zeae*), o mesmo agente etiológico da podridão do colmo. É considerada a doença das espigas mais importante no Brasil, devido aos danos que causa.

As espigas com essa podridão apresentam cor marrom-clara e são leves, devido ao baixo peso dos grãos infectados pelo patógeno. Sob condições de alta umidade, é possível observar a presença do micélio branco do fungo entre as fileiras de grãos (Figura 32). A podridão pode iniciar-se no ápice ou na base das espigas, atingindo, de forma uniforme, todos os grãos. O patógeno pode ser identificado pela presença de numerosos pontinhos negros (picnídios) no interior ou nas palhas das espigas.

Alta precipitação pluviométrica na época da maturação dos grãos favorece o aparecimento dessa doença. A evolução da podridão praticamente cessa quando a umidade dos grãos atinge 21 a 22%. Espigas mal-empalhadas, com palhas frouxas ou não-decumbentes são mais susceptíveis.

Os esporos de *Diplodia* sobrevivem nos restos de cultura, dentro dos picnídios e nas sementes, na forma de esporos ou micélio, e seu único hospedeiro é o milho. Dessa forma, o plantio do milho após a incidência severa da podridão branca pode causar reincidência severa da doença. Ao longo do tempo, o plantio direto pode causar o aumento do potencial de inóculo do patógeno na área.

3.2. PODRIDÃO ROSADA DA ESPIGA

É causada por *Fusarium moniliforme*, *Fusarium moniliforme* var. *subglutinans* e *Giberella fujikuroi*, que também causam podridões do colmo.

As espigas com essa podridão caracterizam-se por apresentarem grãos de coloração avermelhada, distribuídos isoladamente ou em grupos na espiga (Figura 33). Com o desenvolvimento da doença, o fungo cresce, cobrindo os grãos com um micélio cotonoso de coloração rosada. Em alguns grãos, há o aparecimento de estrias brancas, causadas pela ação do fungo no pericarpo (Figura 34). Quando a palha da espiga é infectada, apresenta coloração avermelhada (Figura 35). A infecção pode se iniciar em qualquer parte da espiga.

Essa podridão é grandemente favorecida pelo excesso de chuvas e por danos nos grãos causados pelo ataque de pragas. O desenvolvimento da doença nas espigas é paralisado quando a umidade dos grãos atinge 18 a 19%. *Fusarium* é tipicamente de solo e pode também ser encontrado associado às sementes.

3.3. CARVÃO COMUM

O agente etiológico dessa doença é o fungo *Ustilago maydis*.

Os sintomas típicos da doença são as galhas formadas nas espigas (Figura 36). Essas galhas podem ser encontradas também na bainha e na nervura das folhas. No interior das

galhas, são formadas massas de esporos negros, que são liberados com o rompimento da membrana que as envolve.

É uma doença de importância secundária, que ocorre comumente em plantas estressadas e é favorecida por temperaturas entre 26 e 34 °C e baixa umidade. Plantas que sofreram estresse hídrico, que receberam altas doses de nitrogênio ou que foram despendoadas são mais susceptíveis. O patógeno é disseminado principalmente pelo vento e pode sobreviver no solo na forma de teliosporos. O milho é o único hospedeiro desse patógeno.

Controle

As podridões das espigas causadas por *Diplodia* ou por *Fusarium* podem ser controladas utilizando-se cultivares de milho com características agronômicas que dificultam a infecção das espigas por esses patógenos. Entre essas cultivares, incluem-se aquelas com espigas bem empalhadas, com palhas bem aderidas e aquelas decumbentes. As espigas decumbentes ou aquelas bem empalhadas impedem a penetração da água de chuva e dos esporos dos fungos nos espaços entre as palhas e, conseqüentemente, o apodrecimento dos grãos.

Em áreas em que se utiliza o plantio direto, quando a podridão da espiga por *Diplodia* for severa, recomenda-se a aração e a gradagem. Em áreas com plantios sucessivos de milho, quando essa podridão for problema, recomenda-se a rotação de cultura, visando a redução do inóculo desse patógeno, que permanece nos restos de cultura.

Sendo o carvão da espiga uma doença típica de plantas estressadas, em culturas de milho tecnicamente bem conduzidas praticamente não há ocorrência dessa doença.



Figura 29. Podridão por *Fusarium* (Foto cedida pelo Dr. Carlos De León).

Figura 30. Podridão por *Pythium*.



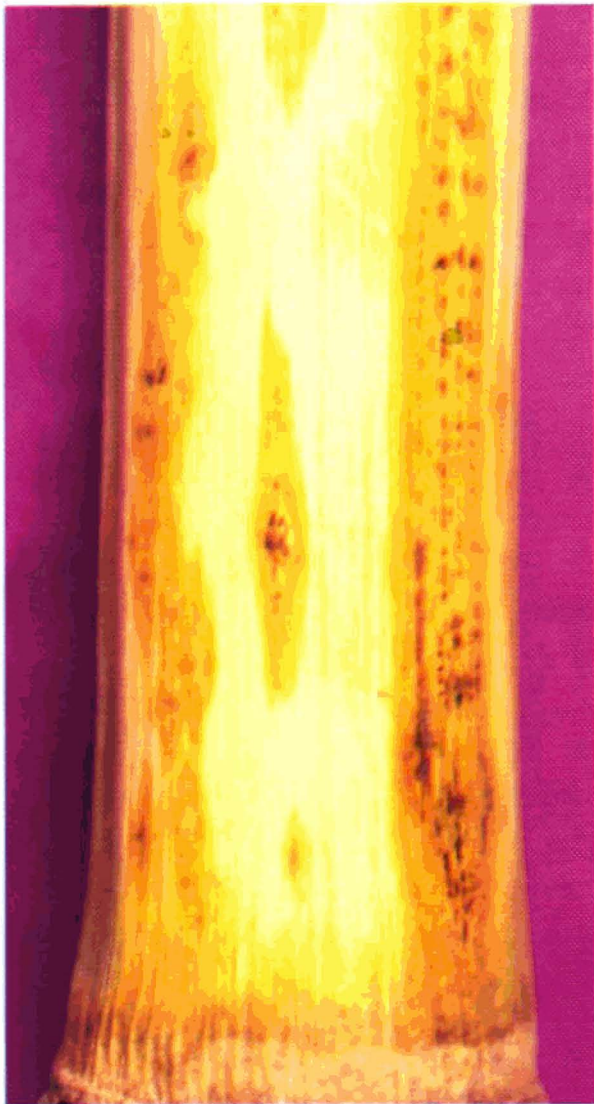


Figura 31. Antracnose do colmo (*Colletotrichum graminicola*).



Figura 32. Podridão branca da espiga (*Diplodia maydis*).



Figura 33. Podridão rosada da espiga (*Fusarium moniliforme*).

Figura 34. Podridão rosada da espiga (*Fusarium moniliforme*) e estrias no pericarpo dos grãos.

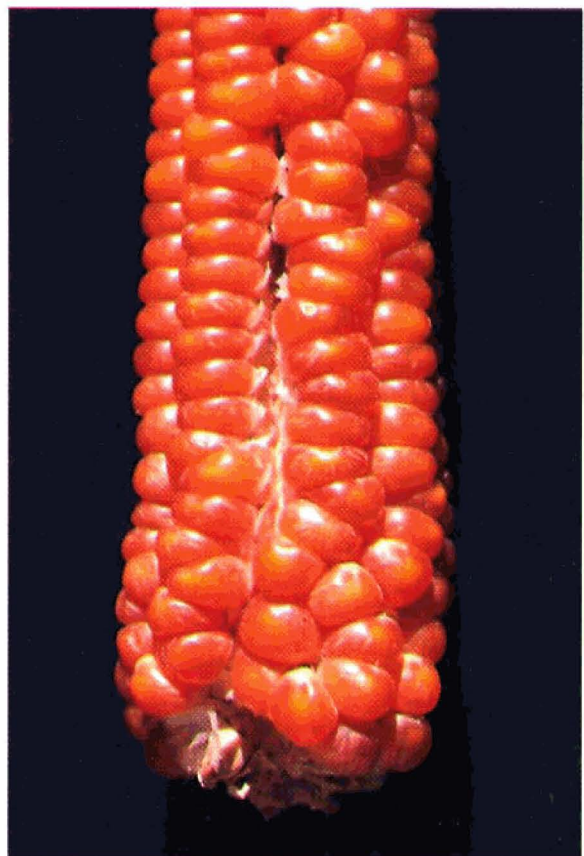




Figura 35. Podridão rosada da espiga (*Fusarium moniliforme*) - sintomas nas palhas.



Figura 36. Carvão comum (*Ustilago maydis*).

4. DOENÇAS CAUSADAS POR MOLLICUTES E POR VÍRUS

4.1. ENFEZAMENTO PÁLIDO

O enfezamento pálido do milho (“corn stunt - raça Rio Grande”, “corn stunt spiroplasma”) era considerado de importância secundária até o início dos anos 90, quando passou a destacar-se pela alta incidência, causando prejuízos à cultura do milho. Essa doença é disseminada pela cigarrinha *Dalbulus maidis* (Figura 49) e, quando incide nas fases iniciais do desenvolvimento das plantas, causa perda total na produção. Ocorre nas principais regiões produtoras de milho no Brasil.

O sintoma típico que permite a fácil identificação do enfezamento pálido é a presença de faixas esbranquiçadas na base das folhas, próximo à inserção no colmo. Essas faixas esbranquiçadas são irregulares em largura e comprimento e se estendem da base da folha em direção ao ápice, podendo atingir toda a extensão foliar (Figura 37). Em geral, as plantas apresentam encurtamento dos internódios, crescimento reduzido, aspecto raquítico e não produzem grãos (Figura 38). O aspecto raquítico é tanto mais acentuado quanto mais cedo ocorre a infecção. Quando há produção de grãos (Figura 39), seu enchimento é seriamente prejudicado. As espigas apresentam grãos frouxos, pequenos, descoloridos ou manchados. Dependendo da cultivar, as plantas secam precocemente ou tombam, provavelmente devido ao enfraquecimento causado pela doença. Em geral, os primeiros sintomas foliares da doença se manifestam a partir do florescimento das plantas e todos os sintomas são nitidamente visíveis por ocasião do enchimento de grãos, sendo que até essa época as plantas podem apresentar aspecto aparentemente normal. Sob condições de altas temperaturas (31°C durante o dia e 25°C durante a noite), o patógeno se desenvolve mais rapidamente nas plantas e estas expressam

os sintomas foliares típicos da doença. Porém, muitas vezes, dependendo da temperatura ambiente, da cultivar e do estágio de desenvolvimento em que as plantas são infectadas, não ocorre a formação das faixas esbranquiçadas típicas, sendo difícil a identificação da doença no campo. Nesse caso, há necessidade da realização de testes sorológicos em laboratório para detecção do seu agente causal e a diagnose da doença. Algumas vezes, em plantas jovens infectadas, pode-se observar a presença de folhas baixas avermelhadas, semelhantes aos sintomas de deficiência de fósforo.

O agente causal do enfezamento pálido é um procarionte móvel, espiralado e sem parede celular, pertencente ao gênero *Spiroplasma* (Mollicutes - Entoplasmatales - Spiroplasmataceae), denominado pelo nome comum espiroplasma. Esse patógeno desenvolve-se sistemicamente, restringindo-se ao floema das plantas de milho.

Ocorrência e disseminação da doença

A incidência da doença pode ser grandemente influenciada pela época de plantio, pela temperatura e pela ocorrência de picos populacionais da cigarrinha *Dalbulus maidis*. Em geral, tem sido observada maior incidência do enfezamento pálido nos plantios tardios de milho, que em algumas regiões são realizados após o mês de novembro.

A cigarrinha *Dalbulus maidis*, ao se alimentar em plantas de milho com enfezamento pálido, adquire o espiroplasma presente na seiva e, ao se alimentar em plantas saudáveis, infecta essas plantas. O período latente entre a aquisição desse patógeno e sua transmissão pela cigarrinha pode variar entre 12 e 28 dias. Essa transmissão é do tipo persistente e, após o período latente, a cigarrinha continua transmitindo o patógeno durante várias semanas.

Na natureza, apenas o milho (*Zea mays*) e outras espécies do gênero *Zea*, raramente encontradas no Brasil, são hospedeiros do espiroplasma. A cigarrinha *Dalbulus maidis* tem como hospedeiros o milho, outras espécies dos gêneros *Zea*, *Tripsacum* e *Euchlaena* também raras no Brasil. Assim, tanto o espiroplasma quanto a cigarrinha sobrevivem passando de uma planta de milho para outra. Em plantios sucessivos de milho, as cigarrinhas migram de campos com enfezamento pálido para outros campos com plantas jovens, disseminando a doença.

Normalmente, em cultivos de milho com enfezamento pálido, observa-se também a ocorrência do enfezamento vermelho e da virose do rayado fino.

Controle

O controle do enfezamento pálido pode ser conseguido alterando-se a época de plantio. Os plantios tardios realizados após o mês de novembro, em algumas regiões, em geral coincidem com a presença, no campo, de populações de *Dalbulus maidis*, com elevada densidade de indivíduos e também com temperaturas favoráveis ao desenvolvimento da doença. Portanto, o plantio nos meses de setembro e outubro pode evitar a infecção das plantas, particularmente nas fases iniciais de desenvolvimento, porque, nessa época, normalmente as cigarrinhas encontram-se ausentes ou em pequena quantidade no campo. O plantio nos meses de setembro e outubro, mesmo se não permitir o escape total da doença, pode minimizar seus efeitos, considerando-se que, nesse caso, embora possam ocorrer infecções tardias, essas não reduzem significativamente a produção.

Em áreas em que se realizam plantios sucessivos de milho, quando ocorrer alta incidência de enfezamento pálido, pousios por períodos de dois a três meses, sem a presença de plantas de milho, são recomendáveis. Essa prática visa

eliminar da área as cigarrinhas que, em média, vivem 45 dias e, também, as fontes de inóculo do patógeno.

A utilização de cultivares de milho resistentes ao enfezamento pálido é também um método eficiente para o seu controle. Como essa doença é um problema recente, atualmente há poucas informações sobre a resistência da maioria das cultivares comerciais de milho, no Brasil. Por outro lado, a avaliação dessas cultivares e o desenvolvimento de outras com resistência ao enfezamento pálido estão sendo realizados por Instituições de Pesquisa e por Empresas Produtoras de Sementes. Há evidências de que a resistência a essa doença é do tipo poligênica, sendo o efeito aditivo maior que o de dominância, o que resulta na existência de cultivares com diferentes graus de resistência. Porém, é importante ressaltar a necessidade de mais estudos sobre a herança dessa resistência e sua durabilidade, para o controle da doença.

Embora o controle químico da cigarrinha *Dalbulus maidis* já tenha sido obtido sob condições controladas de laboratório e de casa-de-vegetação, a efetividade desse controle em campo, com redução na incidência da doença, ainda não foi demonstrada. Além disso, não há atualmente inseticidas registrados no Ministério da Agricultura para o controle dessa cigarrinha. Em condições controladas, a cigarrinha *Dalbulus maidis* mostrou-se sensível ao inseticida Carbofuran e ao Imidacloprid.

4.2. ENFEZAMENTO VERMELHO

O enfezamento vermelho ("corn stunt - raça Mesa Central", posteriormente "maize bushy mycoplasma" e atualmente "maize bushy stunt phytoplasma") à semelhança do enfezamento pálido, era uma doença considerada de importância secundária até o início dos anos 90, quando passou a causar prejuízos à cultura do milho, devido à sua alta incidência. Essa doença também é disseminada pela cigarrinha *Dalbulus maidis* (Figura 49). Tem sido encontrada

nas principais regiões produtoras de milho no Brasil, sendo sua incidência maior que a do enfezamento pálido (Figura 40). Quando incide nas fases iniciais de desenvolvimento das plantas, pode causar perda total na produção de grãos.

São sintomas foliares típicos dessa doença a descoloração e o posterior avermelhamento da margem e do ápice das folhas, podendo atingir toda a extensão foliar (Figuras 41). Outro sintoma típico do enfezamento vermelho é a proliferação das espigas na planta (Figura 42). Algumas vezes as plantas podem perfilhar na base e nas axilas foliares, apresentando o aspecto de um arbusto (Figura 43). No Brasil, tem sido observado que, em geral, as plantas com enfezamento vermelho não apresentam acentuada redução no crescimento, embora o tamanho das espigas e o enchimento de grãos sejam seriamente prejudicados. As espigas apresentam grãos frouxos, pequenos ou manchados. Em condições de altas temperaturas (31 °C durante o dia e 25 °C durante a noite), as plantas com enfezamento vermelho podem tombar ou morrer antes da maturidade. Os sintomas do enfezamento vermelho, em geral, tornam-se visíveis a partir do florescimento e acentuam-se na época do enchimento dos grãos. Até essa época as plantas podem apresentar aspecto aparentemente normal. Os sintomas da doença podem ser influenciados pela cultivar, pelas condições-ambientes e pelo estágio de desenvolvimento da planta em que ocorre a infecção. Algumas cultivares com essa doença podem não apresentar a coloração vermelha típica nas folhas, dificultando sua identificação. Por outro lado, sob condições de altas temperaturas, as plantas manifestam mais rapidamente sintomas típicos. Algumas vezes, em plantas jovens infectadas, pode-se observar a presença de folhas baixas avermelhadas, semelhantes aos sintomas de deficiência de fósforo. Outras vezes observa-se a presença de deformações que se assemelham a um rasgamento no sentido transversal da folha (Figura 44).

O enfezamento vermelho do milho está associado à presença, no floema das plantas, de um microorganismo

denominado fitoplasma (Mollicutes). Esse microorganismo é um procarionte sem parede celular e semelhante aos micoplasmas que causam doenças em animais. Recentemente, todos os procariontes que causam doenças em plantas e que são semelhantes a micoplasmas foram denominados pelo nome comum fitoplasma.

A detecção do fitoplasma em tecidos de plantas de milho e a diagnose do enfezamento vermelho podem ser feitas através da análise de DNA, pelo teste de PCR (Reação em Cadeia da Polimerase).

Ocorrência e disseminação da doença

À semelhança do enfezamento pálido, a incidência do enfezamento vermelho pode ser grandemente influenciada pela época de plantio, pela temperatura e pela ocorrência de picos populacionais da cigarrinha. Tem sido observada maior incidência do enfezamento vermelho nos plantios tardios de milho, que em algumas regiões são realizados após o mês de novembro.

A cigarrinha *Dalbulus maidis*, ao se alimentar em plantas de milho com enfezamento vermelho, adquire o fitoplasma presente na seiva e, ao se alimentar em plantas saudáveis, infecta essas plantas. O período latente entre a aquisição desse patógeno e sua transmissão pela cigarrinha é de cerca de 22 a 26 dias. Essa transmissão é do tipo persistente e, após esse período latente, a cigarrinha continua transmitindo o patógeno durante várias semanas.

O agente causal do enfezamento vermelho e a cigarrinha *Dalbulus maidis* sobrevivem passando de uma planta de milho para outra, porque possuem uma gama de hospedeiros restrita e raramente encontrada no Brasil. Portanto, em regiões onde o milho é cultivado em plantios sucessivos, as cigarrinhas migram de campos com enfezamento vermelho para campos com plantas jovens, disseminando a doença.

Normalmente, em lavouras de milho com enfezamento vermelho, observa-se também a ocorrência do enfezamento pálido e da virose do rayado fino. Essas doenças podem também ocorrer simultaneamente na mesma planta (Figura 45).

Controle

As medidas que podem ser adotadas para o controle do enfezamento vermelho são semelhantes às aquelas discutidas para o enfezamento pálido.

O controle do enfezamento vermelho pode ser conseguido alterando-se a época de plantio. Os plantios tardios realizados após o mês de novembro, em algumas regiões, em geral coincidem com a presença, no campo, de populações de *Dalbulus maidis*, com elevada densidade de indivíduos, e com temperaturas favoráveis ao desenvolvimento da doença. Os plantios nos meses de setembro e outubro podem evitar a infecção das plantas, particularmente nas fases iniciais de desenvolvimento, porque, nessa época, normalmente as cigarrinhas encontram-se ausentes ou em pequena quantidade no campo. O plantio nos meses de setembro e outubro, mesmo se não permitir o escape total da doença, pode minimizar seus efeitos, considerando-se que, nesse caso, embora possam ocorrer infecções tardias, essas não reduzem significativamente a produção.

Em áreas em que se realizam plantios sucessivos de milho, quando ocorrer alta incidência de enfezamento vermelho, é recomendável a realização de pousios por períodos de dois a três meses, sem a presença de plantas de milho. Essa prática visa eliminar da área as cigarrinhas que, em média, vivem 45 dias, e também as fontes de inóculo do patógeno.

A utilização de cultivares de milho resistentes ao enfezamento vermelho é também um método eficiente para o

seu controle. Contudo, como essa doença é um problema recente, atualmente há poucas informações sobre a resistência da maioria das cultivares comerciais de milho, no Brasil. A avaliação dessas cultivares e o desenvolvimento de outras com resistência a essa doença estão sendo realizados por Instituições de Pesquisa e por Empresas Produtoras de Sementes. Porém, até o momento, pouco se conhece sobre a herança da resistência ao enfezamento vermelho, a variabilidade do fitoplasma e a durabilidade da resistência, para o controle da doença.

Como já foi discutido para o enfezamento pálido, a cigarrinha *Dalbulus maidis* é sensível aos inseticidas Carbofuran e Imidacloprid, porém a efetividade desses produtos químicos para o seu controle e do enfezamento vermelho, em campo, não foi ainda demonstrada. Além disso, não há atualmente inseticidas registrados no Ministério da Agricultura para o controle dessa cigarrinha.

4.3. RAYADO FINO

No Brasil, essa virose, é também denominada “risca”. Pode reduzir a produção de grãos de milho em cerca de 30% e também é disseminada pela cigarrinha *Dalbulus maidis* (Figura 49).

Os sintomas típicos dessa virose são a formação de numerosos pontos cloróticos ao longo das nervuras das folhas, assumindo o aspecto de riscas, e podem ser facilmente observados quando as folhas são colocadas contra a luz (Figura 46). Os primeiros sintomas aparecem nas plântulas 8 a 14 dias após a infecção, sendo visíveis a partir da base das folhas no interior do cartucho e, posteriormente, à medida em que as folhas se desenvolvem, tornam-se evidentes em toda a extensão foliar.

A doença é causada por vírus com pequenas partículas isométricas, contendo RNA, com 31 nm em diâmetro, as quais sedimentam-se como dois componentes. Esse vírus é o

membro-tipo do grupo Marafivirus, cujo nome é derivado de Maize Rayado Fino Virus.

Ocorrência e disseminação da doença

A ocorrência e disseminação dessa virose são semelhantes às do enfezamento pálido e às do enfezamento vermelho, uma vez que o vírus do rayado fino também é transmitido pela cigarrinha *Dalbulus maidis*.

A cigarrinha *Dalbulus maidis*, ao se alimentar em plantas de milho com rayado fino, adquire o vírus presente na seiva e, ao se alimentar em plantas saudáveis, infecta essas plantas. O período latente entre a aquisição desse vírus e sua transmissão pela cigarrinha pode variar de 7 a 37 dias. Essa transmissão é do tipo persistente e, após o período latente, a cigarrinha continua transmitindo o vírus durante várias semanas. As ninfas e adultos jovens da cigarrinha transmitem o vírus, sendo as fêmeas mais eficientes que os machos nessa transmissão.

Além do milho (*Zea mays*), várias espécies anuais e perenes dos gêneros *Zea* e *Tripsacum* e a gramínea *Rottboelia exaltata*, raramente encontradas no Brasil, são hospedeiros do vírus do rayado fino. Os hospedeiros da cigarrinha *Dalbulus maidis*, além do milho, também são raros no Brasil, conforme já relatado nas doenças anteriores. Por isso, o vírus do rayado fino e a cigarrinha sobrevivem passando de uma planta de milho para outra. Em plantios sucessivos, as cigarrinhas migram de campos com a virose para outros campos com plantas jovens, disseminando a doença.

Normalmente, em lavouras de milho com o rayado fino, observa-se também a ocorrência do enfezamento pálido e do enfezamento vermelho.

Controle

As medidas de controle mencionadas para os enfezamentos pálido e vermelho, em geral, aplicam-se ao controle da virose do rayado fino.

Os plantios tardios, realizados após o mês de novembro, em algumas regiões, em geral coincidem com a presença, no campo, de populações de *Dalbulus maidis*, com elevada densidade de indivíduos. Os plantios nos meses de setembro e outubro podem evitar a infecção das plantas nas fases iniciais de desenvolvimento, porque, nessa época, normalmente as cigarrinhas encontram-se ausentes ou em pequena quantidade no campo. Embora possam ocorrer infecções tardias, essas não reduzem significativamente a produção.

A eliminação de plantas de milho voluntárias, remanescentes de cultivos anteriores, que podem servir para perpetuar o vírus do rayado fino e a cigarrinha, também pode contribuir para a redução na incidência da virose.

A utilização de cultivares de milho resistentes ao rayado fino é um método eficiente para o seu controle. Porém, há necessidade de mais estudos para a obtenção de cultivares resistentes, bem como avaliações da resistência das cultivares comerciais.

4.4. MOSAICO COMUM DO MILHO

Essa virose tem sido encontrada em alta incidência em várias regiões produtoras de milho no Brasil. Quando ocorre isoladamente em plantas de milho, pode causar redução da ordem de 50% na produção; quando ocorre associada a outras viroses, seus efeitos podem ser ainda mais drásticos.

Os sintomas foliares dessa virose caracterizam-se pela presença de manchas verde-claro, que contrastam com manchas verde normal em padrão de mosaico (Figura 47). Em geral, esses sintomas são muito nítidos em plantas jovens (Figura 48) e tendem a desaparecer à medida em que as

plantas atingem as fases de florescimento e maturação. Essa virose pode causar acentuada redução no crescimento das plantas e no tamanho das espigas e dos grãos, sendo esses efeitos variáveis principalmente em função da época de infecção, da cultivar de milho e da estirpe do vírus em questão.

O mosaico comum do milho é causado por um complexo viral pertencente ao grupo Potyvirus, formando partículas alongadas e flexuosas, com cerca de 750 nm de comprimento e 13 nm de diâmetro. Entre as numerosas estirpes e variantes conhecidas desse complexo viral, incluem-se o Maize Dwarf Mosaic Virus (MDMV), estirpes A e B, e o Sugar Cane Mosaic Virus (SCMV), com suas várias estirpes. Recentemente, estudos sobre a homologia de aminoácidos entre diversas estirpes do Sugar Cane Mosaic Virus mostraram que essas podem ser divididas em quatro potyvirus distintos: Maize Dwarf Mosaic Virus (MDMV), Johnson Grass Mosaic Virus (JGMV), Sorghum Mosaic Virus (SrMV) e Sugar Cane Mosaic Virus (SCMV).

No Brasil, o mosaico comum do milho não tem sido extensivamente estudado quanto à ocorrência de estirpes e diferenciação nesses potyvirus.

Ocorrência e disseminação da doença

Na natureza, mais de 20 espécies de afídeos, destacando-se entre essas as espécies de pulgões, são insetos vetores dos vírus que causam o mosaico comum do milho. Esses vírus são transmissíveis mecanicamente, podendo ser disseminados também através do uso de instrumentos cortantes, do contacto entre raízes portadoras de ferimentos e, ainda, através de outros insetos que, após alimentar-se em plantas infectadas, rapidamente alimentam-se em plantas sadias.

Os insetos vetores adquirem os vírus em poucos segundos ou minutos, quando se alimentam em uma planta infectada. Quando se alimentam em plantas sadias, também

em poucos segundos ou minutos inoculam os vírus. Essa transmissão é do tipo não persistente e o período de tempo em que os afídeos retêm e transmitem os vírus após a aquisição pode variar de poucos minutos a várias horas. Aparentemente, há pouca especificidade na transmissão desses vírus, sendo conhecidas espécies de afídeos vetores em três subfamílias diferentes. Contudo, as espécies *Ropalosiphum maidis* (Figura 50), *Schizaphis graminum* e *Myzus persicae* são vetores muito eficientes.

Mais de 250 espécies de gramíneas, entre espécies cultivadas e selvagens, perenes e anuais, são hospedeiras dos vírus do mosaico comum do milho. Tem sido demonstrado que diferentes estirpes desses vírus podem infectar diferencialmente a cana-de-açúcar, o milho, o sorgo, o milheto, o trigo, a cevada, o centeio, o arroz e numerosas outras gramíneas cultivadas e selvagens.

A presença de fontes de inóculo, proporcionada por espécies infectadas, nas proximidades de plantios de milho, pode ocasionar surtos da doença. Na ausência de culturas susceptíveis no campo, espécies de gramíneas perenes selvagens podem servir como reservatório dos vírus.

Controle

A utilização de cultivares resistentes e a eliminação das gramíneas selvagens infectadas, que constituem fonte de inóculo na área destinada ao plantio, são as medidas mais efetivas para o controle dessa virose. Tem sido demonstrado que a resistência do milho aos vírus do mosaico comum é do tipo monogênica e dominante. Contudo, no Brasil, a resistência das cultivares comerciais de milho à virose do mosaico comum não tem sido extensivamente avaliada.

Embora os pulgões sejam sensíveis a vários inseticidas sistêmicos ou de contato, alguns estudos têm mostrado que a aplicação desses inseticidas não tem sido um método muito efetivo no controle do mosaico comum do milho.



Figura 37. Enfezamento pálido (Espiroplasma).



Figura 38. Enfezamento pálido (Espiroplasma).



Figura 39. Enfezamento pálido (Espiroplasma).



Figura 40. Lavoura com incidência de enfezamento vermelho e enfezamento pálido.



Figura 41. Enfezamento vermelho (Fitoplasma).

Figura 42. Enfezamento vermelho (Fitoplasma); proliferação de espigas.





Figura 43. Enfezamento vermelho (Fitoplasma); perfilhamento na base da planta e nas axilas foliares.



Figura 44. Enfezamento vermelho (Fitoplasma); deformação da folha.



Figura 45. Enfezamento vermelho (Fitoplasma) e enfezamento pálido (Espiroplasma).



Figura 46. Rayado fino.

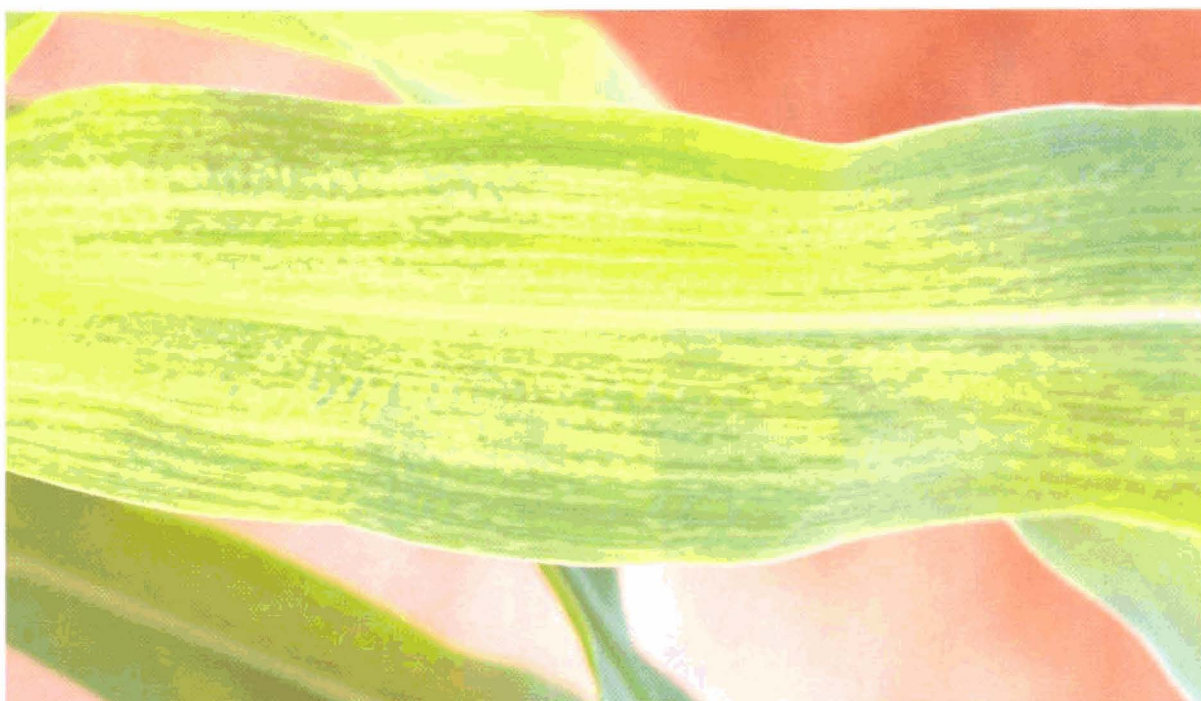


Figura 47. Mosaico comum do milho.

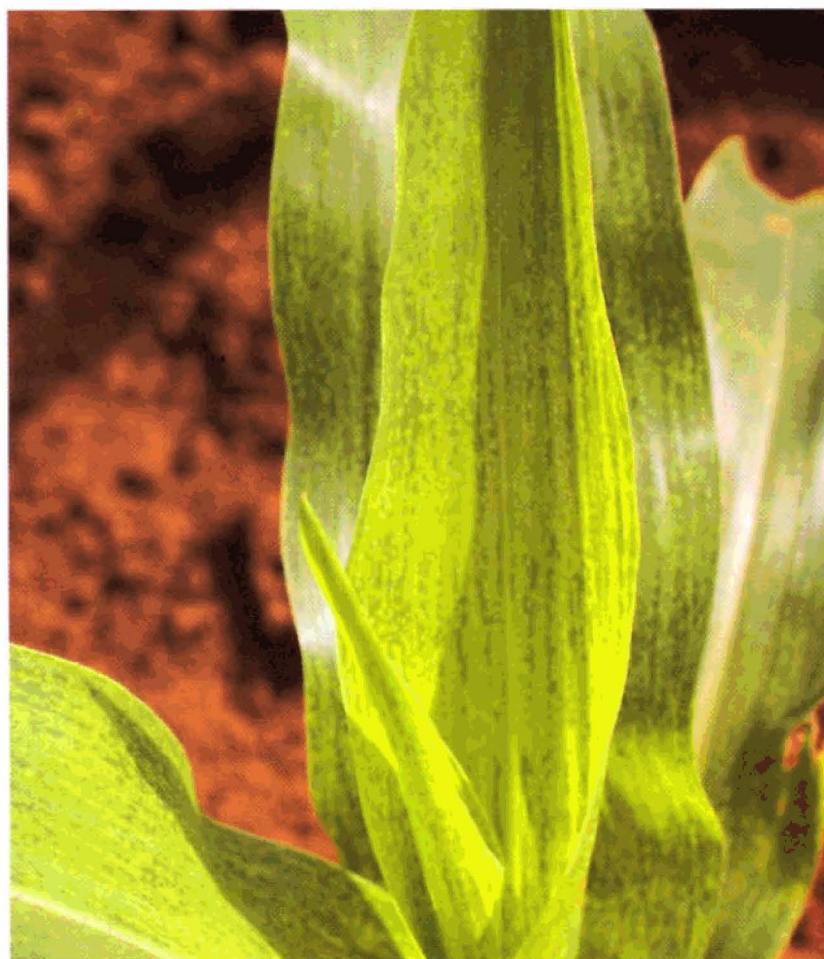


Figura 48. Mosaico comum do milho.

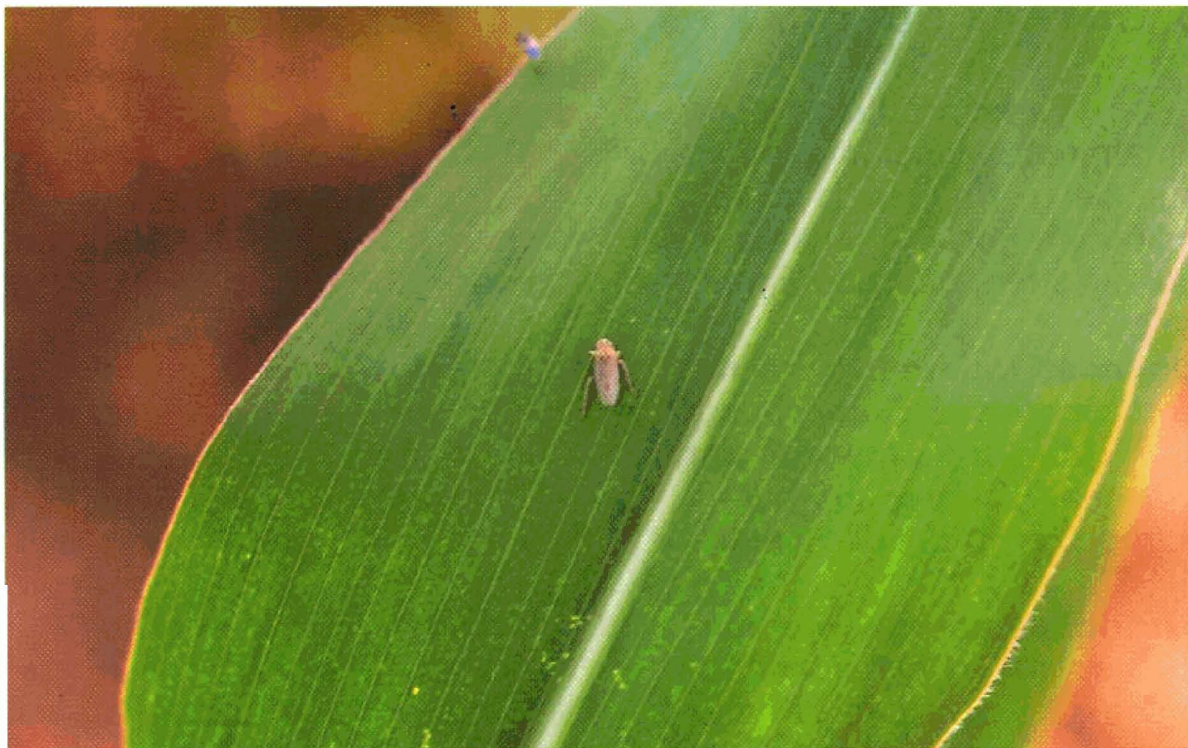


Figura 49. Cigarrinha *Dalbulus maidis*.

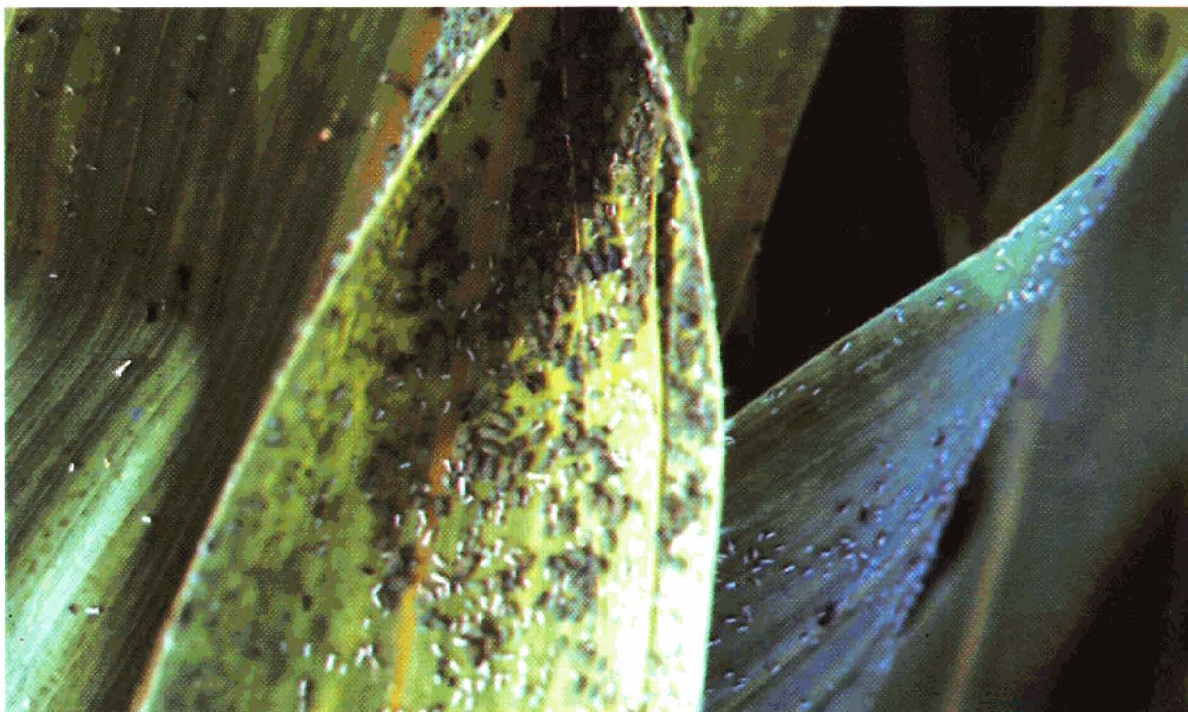


Figura 50. Pulgão do milho (*Ropalosiphum maidis*).

5. OUTRAS DOENÇAS NA CULTURA DO MILHO

Várias outras doenças, relacionadas a seguir, são atualmente consideradas de importância secundária, devido à sua baixa frequência e severidade de ocorrência na cultura do milho em geral. Apenas em determinados locais algumas dessas doenças têm ocorrido em alta severidade.

Doenças foliares: antracnose foliar (*Colletotrichum graminicola*); cercosporiose (*Cercospora zeae-maydis*); manchas foliares por *Curvularia* spp.; mancha parda ou marrom (*Physoderma maydis*); manchas foliares por: *Diplodia macrospora*; *Helminthosporium carbonum*; *Kabatiella zeae*.

Podridões do colmo e das raízes causadas por: *Macrophomina phaseolina*; *Cephalosporium acremonium* (murcha tardia do milho); *Sclerotium rolfsii*; *Rhizoctonia solani*; *Physoderma maydis*; *Giberella zeae* (*Fusarium graminearum*).

Doenças da espiga: carvão do pendão ou carvão do topo (*Sphacelotheca reiliana*); falso carvão do pendão (*Ustilagoidea virens*); podridão preta da espiga (*Helminthosporium carbonum*); podridão do sabugo por *Nigrospora oryzae*; podridão da espiga por *Giberella zeae* (*Fusarium graminearum*).

Doenças causadas por vírus: faixa clorótica das nervuras (maize mosaic virus).

Doenças causadas por nematóides: *Pratylenchus brachyurus*; *Pratylenchus zeae*; *Helicotylenchus dihystera*, *Meloidogyne incognita*, *Meloidogyne javanica*.

Doenças causadas por fatores abióticos: danos por herbicida (Figuras 51 e 52), fatores genéticos (Figuras 53 e 54).



Figura 51. Dano por herbicida.

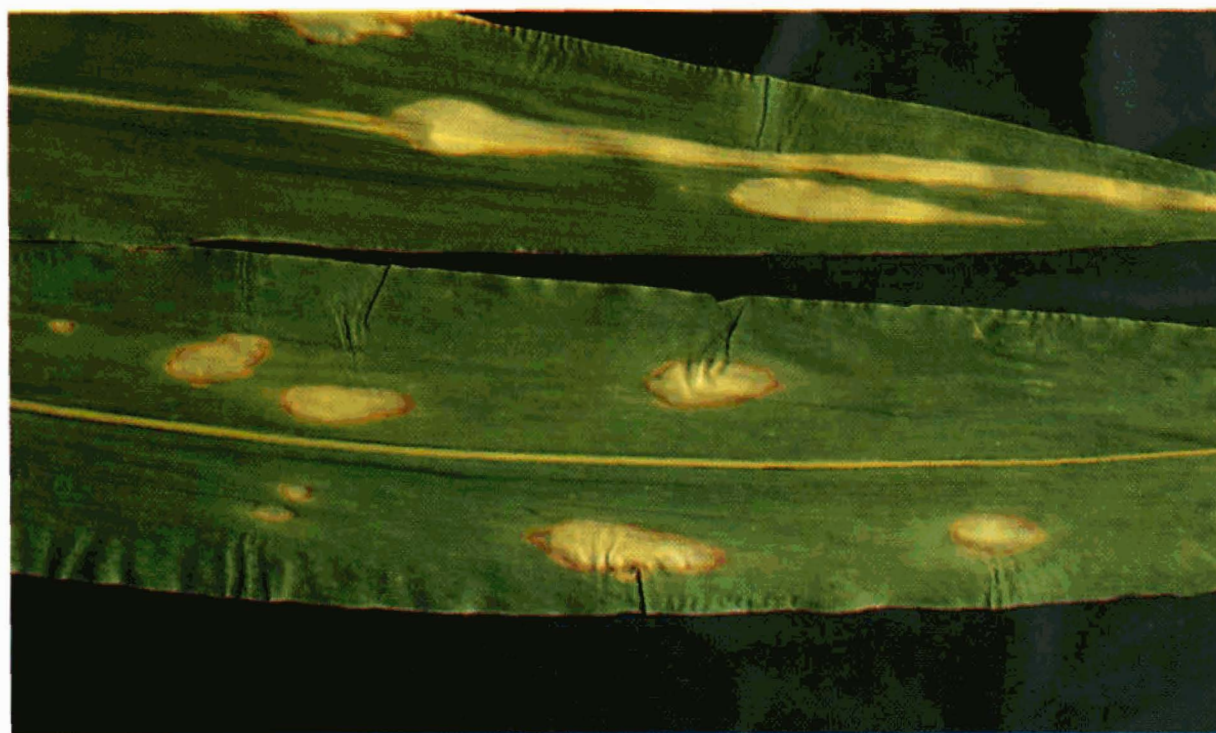


Figura 52. Dano por herbicida.



Figura 53. Causa genética.

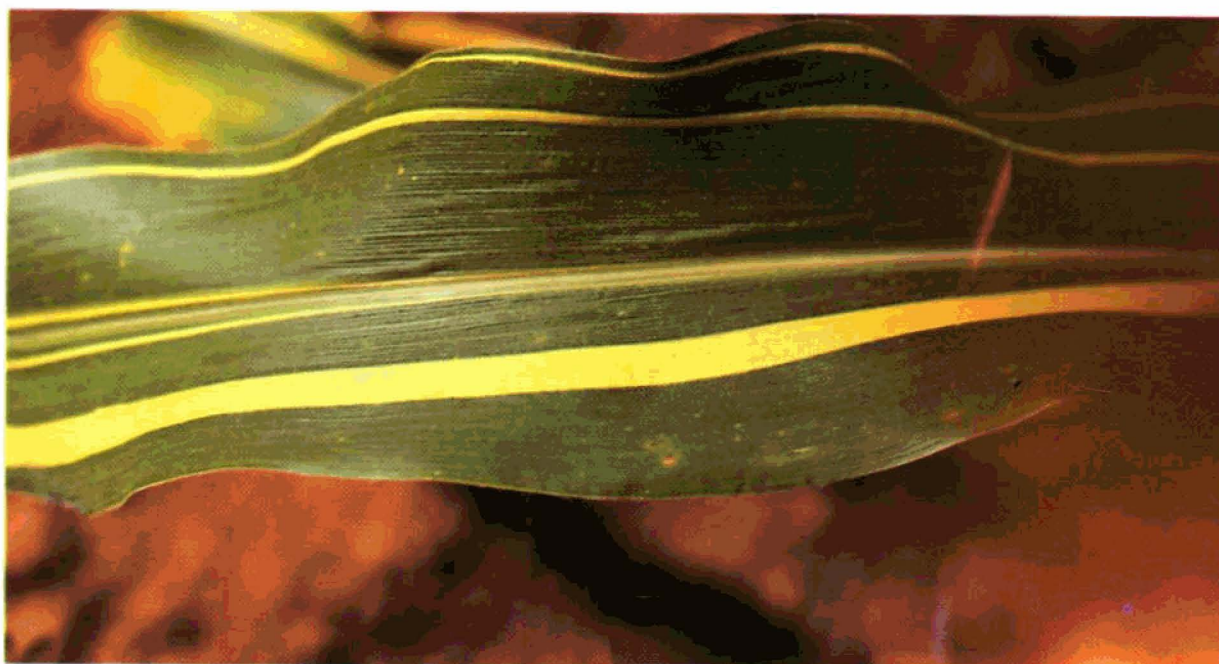


Figura 54. Causa genética.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- A COMPENDIUM of corn diseases.** St.Paul:American Phytopathological Society, 1986. 64 p.
- ANUÁRIO ESTATÍSTICO DA AGRICULTURA BRASILEIRA, **Agrianual 96**, FNP Consultoria e Comércio 1996.p. 296.
- BALMER, E. Doenças do milho. In: GALLI, F. et al. **Manual de Fitopatologia**. São Paulo: Agronômica Ceres, 1980. p. 371-391.
- BASCOPE, Q.B.; GALINDO A. J. Naturaleza micoplásmica de la raza "mesa central" del achaparramiento del maíz. **Revista Fitopatologia**, v.16, n. 1, p.28-33, 1981.
- BOS, L. **Maize mosaic virus**. Surrey, England: Commonwealth Mycological Institute/Association of Applied Biologists, June, 1972. (C.M.I.A.A.B. Descriptions of Plant Viruses, n. 94).
- BRANCALION, A.M.; LORDELLO, L.G.E. Emprego de aldicarb e carbofuran no controle de nematóides em cultura de milho. In: REUNIÃOBRASILEIRA DE NEMATOLOGIA. 6., 1982, Piracicaba. **Anais**. Piracicaba: Sociedade Brasileira de Nematologia, 1982. p. 197-202. (ESALQ. Publicação, 5).
- CHEN, T.A.; LIAO, C.H. Corn stunt spiroplasma: isolation, cultivation and proof of pathogenicity. **Science**, Washington, v.188, p.1015-1017, 1975.
- CORREA, C.F.P. **Métodos de inoculação e fontes de resistência para *Diplodia maydis* (Berk.)Sacc. e *Fusarium moniliforme* Sheldon, agentes causadores de podridões de espigas de milho (*Zea mays* L.)**. Piracicaba: ESALQ. 1978. 127 p. Tese Mestrado.
- DAVIS, M.J. TSAI, J.H.; McCOY, R.E. Isolation of the corn stunt spiroplasma from maize in Florida. **Plant Disease**, St. Paul, v.68, n 7, p. 600-604, 1984.

- DAVIS, R.E.; LEE, I.M. Cluster-specific polymerase chain reaction amplification of 16S rDNA sequences for detection and identification of mycoplasma-like organisms. **Phytopathology**, St. Paul, v. 83, n. 9. p.1008-1011, 1993.
- DAVIS, R.E.; WORLEY, J.F. Spiroplasma: motile, helical microorganism associated with corn stunt diseases. **Phytopathology**, St. Paul, v. 63, p.403-408, 1973.
- DAVIS, R.E.; WORLEY, J.F.; WHITCOMB, R.F.; ISHIJIMA, T.; STEERE, R.L. Helical filaments produced by a mycoplasma-like organism associated with corn stunt disease. **Science**, Washington, v. 176, p. 521-523, 1972.
- De LEON, C. **Enfermedades del maíz**, una guía para su identificación en el campo. CIMMYT, 1984. 113 p.
- DOD, J.L. The role of plant stress in development of corn stalk rot. **Plant Disease**, St. Paul, v. 64, n. 6.. p. 533-537. 1980
- FERNANDES, F.T. **Avaliação de cultivares de milho (*Zea mays* L.) quanto à suscetibilidade a *Fusarium moniliforme* e *Diplodia maydis* após inoculação artificial dos colmos**. Piracicaba: ESALQ, 1975. 66 p. Tese Mestrado.
- FERNANDES, F.T.; SANS, L.M.A. Influência das condições climáticas na ocorrência das lesões foliares por *Phaeosphaeria maydis*. In: CONGRESSO NACIONAL DE MILHO E SORGO, 20, 1994, Goiânia. **Resumos...** Goiânia. ABMS/EMGOPA/EMBRAPA-CNPMS/UFG/ EMATER-GO, 1994. p. 136.
- FREDERIKSEN, R. **Sorghum downy mildew.: a disease of maize and sorghum**. Texas: AM University, 1972. 69 p.
- FIGUEIREDO, M.B.; ADELL, C.C.A.; COUTINHO, L.M.; HENNEN, J.F. Ferrugem do milho (*Physopella zeae*) a primeira constatação no Brasil. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.10, p.225. 1985.

- GAMEZ, R. **Maize rayado fino virus**. Surrey, England: Commonwealth Mycological Institute/Association of Applied Biologists, Sept. 1980. (C.M.I.A.A.B. Descriptions of Plant Viruses, n.220).
- GORDON, D.T.; KNOKE, J.K.; SCOTT, G.E. **Virus and viruslike diseases of maize in the United States**: Wooster, Ohio: Ohio Agricultural Research and Development Center, 1981. 210 p.
- GOULART, A. C. P. Qualidade sanitária de sementes de milho "BR 201" produzidas na região de Dourados, MS, no ano de 1993. **Informativo ABRATES**, Brasília, v.4, p.53-55, 1994.
- JONES, B. L.; LEEPLER, J.C.; FREDERIKSEN, R.A. *Sclerospora sorghi* in corn: its localization in carpellate flowers and mature seeds. **Phytopathology**, St. Paul, v. 62, p. 817-819, 1972.
- KITAJIMA, E.W. Citopatologia e localização de vírus do milho e de leguminosas alimentícias nas plantas infectadas e nos vetores. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 4, n. 2, p.241-254, 1979.
- KITAJIMA, E.W.; YANO, T.; COSTA, A.S. Purification and intracellular localization of isometric viruslike particles associated with Brazilian corn streak virus infection. **Ciência e Cultura**, v.28, n. 4, p.427-431, 1976.
- KOEHLER, B. **Corn ear rots in Illinois**. University of Illinois, 1959. 87 p. (Illinois. Agricultural Experiment Station Bulletin, 639).
- KOEHLER, B. **Cornstalk rot in Illinois**. Urbana: University of Illinois, 1960. 658 p. (Illinois. Agricultural Experiment Station Bulletin, 658).
- LEACH, C.M.; FULLERTON, R.A.; YOUNG, Y. Northern leaf blight on maize in New Zealand. Relationship of *Drechslera turcica*, airspora to factors influencing sporulation, conidium development and chlamydospores formation. **Phytopathology**, St. Paul, v. 67, p. 629-636, 1977.

- LEVY, Y.; COHEN, Y. A negative association on between leaf sugar contend and the development of Northern leaf blight lesions in sweet corn. **Physiological Pant Pathology**, London, v. 24, p. 247-252, 1984.
- NAKAMURA, K.; GIMENEZ-FERNANDES, N. Influência de idade das plantas de milho na ocorrência de infecção sistêmica de *Peronosclerospora sorghi*. **Summa Phytopathologica**, Piracicaba, v. 15, n. 3-4, p. 227-231, 1989.
- NAULT, L.R. Maize bushy stunt and corn stunt: a comparison of disease symptom, pathogen host ranges, and vectors. **Phytopathology**, St. Paul, v.70, n. 7, p. 659-662, 1980.
- OLIVEIRA, E.; WAQUIL, J.M.; FERNANDES, F.T.; PAIVA, E.; RESENDE, R. O.; KITAJIMA, E.W. Doenças de enfezamento na cultura do milho no Brasil Central - Safra 94/95. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.20, p.287, 1995.
- PEREIRA, O. A. P. Tratamento de sementes de milho no Brasil.. In: MENTEN, J.O.M. ed.: **Patógenos em Sementes: Detecção, danos e controle químico**. São Paulo: Ciba Agro, 1995. p. 271-279.
- PINTO, N.F.J.A. **Doenças do milho**. Informe Agropecuário, Belo Horizonte, v.6, n. 72, 1980.
- PIRONE, T.P. **Sugarcane mosaic virus**. Surrey, England: Commonwealth Mycological Institute/Association of Applied Biologists, june 1972. (C.M.I.A.A.B. Descriptions of Plant Viruses, n.88)
- RAJU, B.C.; NYLAND, G. Enzyme-linked immunosorbent assay for the detection of corn stunt spiroplasma in plant and insect tissues. **Current microbiology**, New York, v.5, p. 101-104, 1981.

- RANE, M.S.; PAYAK, M.M.; RENFRO, B.L.A. *Phaeosphaeria* leaf spot of maize. In: SIMPOSIA ON DISEASES OF RICE, MAIZE, SORGHUM AND MILLETS, 1966. Chanchigarh. **Proceedings...** New Delhi, India: The Indian Phytopathological Society, 1966. p. 8-10.
- SCOTT, G.E. ROSENKRANZ, E.E.; NELSON, L.R. Yield loss of corn due to corn stunt disease complex. **Agronomy Journal**, Madison, v.69, p. 92-94, 1977.
- SOUZA, N.L. **Reações de linhagens e cultivares de milho (*Zea mays* L.) a *Pseudomonas alboprecipitans* Rosen.** Piracicaba: ESALQ, 1980. 65 p. Tese Mestrado.
- TAKEDA, A.S.; AKAMURA, K.; FERNANDES, N.G.; KRONKA, S.N.; GOMES, G.; INOVE, L.T. Efeito do tratamento químico de sementes sobre o controle do míldio do sorgo em milho e sorgo. **Summa Phytopathologica**, Piracicaba, v. 6, p. 9-10, 1980.
- TARR, S.A.J. **Diseases of sorghum, sudan grass and broom corn.** Kew, Surrey, CMI, 1962. 380 p.
- WAQUIL, J.M.; OLIVEIRA, E.; PINTO, N.F.J.A; FERNANDES, F.T.; CORREIA, L.A. Viroses em milho-incidência e efeito na produção. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.20, p. 292-293, 1995.

APÊNDICE

COLETA, PRESERVAÇÃO E ENVIO DE MATERIAL PARA DIAGNOSE DE DOENÇAS

Estresses hídricos ou nutricionais ou danos causados por defensivos agrícolas (Figuras 51 e 52) e fatores genéticos (Figuras 53 e 54), entre outros, podem determinar, em plantas de milho, o aparecimento de sintomas semelhantes àqueles das doenças causadas por patógenos. Por outro lado, muitas vezes, os sintomas das doenças causadas por patógenos em plantas de milho não são típicos o suficiente para permitir sua fácil identificação, no campo. Nesses casos, há necessidade de se coletar material das plantas com sintomas e enviá-lo ao laboratório, para análise e diagnose. Esse material, após coletado, deve ser preservado adequadamente e enviado o mais rápido possível. O material deve ser sempre acompanhado de informações relativas ao plantio e condições da lavoura.

1. Instruções para coleta, preservação e envio de material com suspeita de doenças fúngicas ou bacterianas

a) Sintomas foliares

Devem ser colhidas amostras de folhas contendo os sintomas predominantes na lavoura.

As folhas devem ser colhidas na hora mais quente do dia, quando se apresentam menos túrgidas, e postas a secar entre folhas de papel jornal ou papel absorvente.

Após a secagem por cerca de 24 horas, essas folhas devem ser colocadas em sacos de papel e enviadas o mais rápido possível ao laboratório.

Deve-se enviar uma quantidade de folhas suficiente para permitir a observação dos sintomas e o isolamento de possíveis patógenos (4 a 5 folhas).

Se não for possível colher as folhas na parte da tarde, pode-se colhê-las na parte da manhã, deixando-as à sombra até perderem a turgidez, antes de colocá-las entre as folhas de papel jornal ou absorvente. Quando as folhas são colhidas na parte da manhã, em geral, apresentam-se muito túrgidas e com excesso de

umidade. Se forem imediatamente colocadas entre as folhas de papel, podem mofar, impossibilitando as análises de laboratório.

Nunca se deve colher folhas totalmente secas e nunca se deve enviar o material em sacos de plástico.

b) Podridões de espigas

As espigas devem ser colhidas, preferencialmente, com teores baixos de umidade, para evitar seu rápido apodrecimento.

Devem ser colocadas em sacos de papel ou em caixas de papelão e enviadas ao laboratório. Nunca devem ser colocadas em sacos de plástico. Embora possam ser preservadas por vários dias, mesmo quando embaladas em sacos de papel, também devem ser enviadas ao laboratório o mais rápido possível.

c) Podridões do colmo

Os segmentos de colmos contendo os sintomas de podridão devem ser cortados, colocados em caixas de papelão e imediatamente enviados ao laboratório. Esse envio deve ser rápido, porque o colmo, por ser um material succulento, pode apodrecer muito rapidamente.

Quando esse material não puder ser enviado imediatamente, pode ser armazenado em geladeira (4°C) , em saco de plástico, por um a dois dias no máximo. Porém, jamais deve ser enviado ao laboratório em sacos de plástico.

d) Podridões de raízes (murcha da planta)

A planta deve ser retirada do solo com o maior número possível de raízes e radículas, utilizando-se, para isso, um enxadão.

O excesso de solo deve ser eliminado, através de leves batimentos, e as raízes nunca devem ser lavadas.

A parte aérea deve ser eliminada, deixando-se apenas as raízes com o primeiro entrenó do colmo acima do solo.

Essas raízes com o primeiro entrenó do colmo devem ser colocadas em caixa de papelão e enviadas ao laboratório o mais rápido possível.

Quando esse material não puder ser enviado imediatamente, pode ser armazenado em geladeira (4°C) , em saco

de plástico, por um a dois dias no máximo. Porém, jamais deve ser enviado ao laboratório em sacos de plástico.

2- Instruções para coleta, preservação e envio de material com suspeita de viroses e/ou enfezamentos.

Para a diagnose precisa das viroses e enfezamentos, normalmente é necessário detectar os patógenos que causam essas doenças, através de testes sorológicos, análises de DNA ou através da microscopia eletrônica. Essas análises são realizadas utilizando-se tecidos frescos. Por isso, as amostras de folhas de milho com suspeita dessas doenças devem ser conservadas em sacos de plástico e em geladeira e enviadas rapidamente ao laboratório (preferencialmente via SEDEX).

Devem ser colhidas amostras de folhas contendo os sintomas predominantes na lavoura, colocadas em sacos de plástico e enviadas imediatamente ao laboratório.

Deve-se enviar uma quantidade de folhas suficiente para permitir a observação dos sintomas e a realização de testes para a possível detecção de vírus, espiroplasma ou fitoplasma (4 a 5 folhas)

Quando as amostras de folhas não puderem ser imediatamente enviadas ao laboratório, podem ser armazenadas em saco de plástico, em geladeira (4°C), por um a dois dias no máximo. Em viagens longas para coleta, as amostras de folhas devem ser transportadas em sacos de plástico dentro de caixa de isopor contendo gelo.

3. Informações que devem acompanhar o material a ser enviado ao laboratório.

Devem ser enviadas informações que permitam a identificação da amostra e que possam auxiliar na diagnose do problema, tais como: localidade (fazenda/município); cultivar; área plantada; cultura anterior na área; idade aproximada das plantas na época da colheita; adubação; densidade de plantio; sistema de plantio (direto ou convencional); lavoura irrigada ou de sequeiro; aplicação de produtos fitossanitários, como herbicidas, inseticidas e fungicidas; condições climáticas (observações gerais tais como carência ou excesso de chuva; ocorrência de períodos frios) e vegetação circundante predominante.



*Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária
Centro Nacional de Pesquisa de Milho e Sorgo
Ministério da Agricultura e do Abastecimento*